Guide Pratique
Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité

Réserves Naturelles DE FRANCE

Guide Pratique Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité

Guide Pratique
Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité

Document rédigé par Valérie Fiers

En concertation étroite avec le groupe de pilotage de la Commission scientifique de Réserves Naturelles de France

Avec le soutien de :

Liberté • Égalité • Fraternité
RÉPUBLIQUE FRANÇAISE
MINISTÈRE DE L'ÉCOLOGIE ET DU DÉVELOPPEMENT DURABLE

LA FONDATION EDF Electricité de France

© RNF - 2004

Remerciements

Un grand merci aux membres du comité de pilotage de la commission scientifique de RNF qui ont participé à ce document :

Bernard BAL (RNN gérées par ASTERS),
Franck BEZANNIER (RNN Grand Pierre et Vitain),
Jean-Jacques BLANCHON (RNN gérées par la LPO),
Marie-Laure CAYATTE (RNN de Guyane),
Jean-François ELDER (RNN Domaine de Beauguillot),
Guillaume LEMOINE (RNN Baie de Canche),
Michel MARCHYLLIE (RNN et RNR du Nord Pas de Calais),
Alain MORAND (RNN St-Quentin en Yvelines),
Bernard PONT (RNN Ile de la Platière),
Guy PINAULT (RNN Forêt de la Massane)
Sébastien ROUE (RN à chauves-souris de Franche Comté),
Christian SCHWOEHRER (RNN du PNR Ballon des Vosges),
Jean-Marc SINNASSAMY (Tour du Valat),
Jean SERIOT (RNN gérées par la LPO),
François SIORAT (RNN Sept-Iles),
Jacques TROTIGNON (RNN Chérine),

et plus particulièrement à Frédéric BIORET (RNN de Bretagne) et Jean-Michel CULIOLI (RNC Bouches de Bonifacio), anciens président et vice-président de la commission scientifique de RNF, qui ont été à l'initiative du projet de référentiel sur les suivis scientifiques (le présent document et ceux qui lui sont associés, notament le cahier technique n° 72 de l'ATEN).

Merci à Marc CHEYAN (EPHE Montpellier), Jean-Louis DOMMANGET (SFO), Pascal DUPONT (OPIE), Bernard FROCHOT (Université de Dijon), Gérard MASSELOT, Stéphane PUISSANT et Fabien SOLDATI (OPIE-LR), également à Cédric FAGOT, Vincent GODREAU, Didier HERMANT, Jacques LHONORE et aux ornithologues de la station biologique de la Tour du Valat pour leur aide.

Merci aussi aux membres de l'équipe RNF, Dominique AUBONNET et Jean ROLAND pour leurs relectures et conseils.

Merci à tous ceux qui ne sont pas nommés mais qui ont participé, en fournissant des données et des illustrations, à tous ceux qui ont contribué à la réalisation de ce document.

à Jean ROLAND

Conception/réalisation : Studio Préférences 03 80 31 87 81
Impression : ICO Dijon • Photo de couverture : F. DARINOT, RNN Marais de Lavours

Sommaire

1. Eléments méthodologiques pour la mesure de la qualité du milieu

1.1. Introduction à la mesure de paramètres abiotiques 9
1.1.1. Quels indicateurs utiliser ? 9
1.1.2. Comment échantillonner ? 9
1.1.3. Quand se rendre sur le terrain ? 12
1.1.4. Qui réalise les mesures ? 13
1.1.5. Réseaux de suivi 14

1.2. Choisir une méthode d'étude des paramètres abiotiques 16

1A. DESCRIPTION GENERALE DU SITE 16
1A1. PARAMETRES METEOROLOGIQUES 16
1A2. TOPOGRAPHIE 16
1A3. SOL ET SEDIMENTS 17
1B. DESCRIPTION FONCTIONNELLE DU MILIEU 20
1B1. CONTEXTE HYDROGEOLOGIQUE 20
1B2. BILAN HYDROLOGIQUE 20
1B3. MESURE DES NIVEAUX D'EAU 21
1C. ANALYSE DE LA QUALITE PHYSIQUE DE L'EAU 21
1C1. MATIERES EN SUSPENSION 21
1C2. MESURE DE LA TEMPERATURE DE L'EAU 23
1D. ANALYSE DE LA QUALITE CHIMIQUE DE L'EAU OU DU SOL 23
1D1. MESURE DU PH 23
1D2. MESURE DE LA MINERALISATION (SELS MINERAUX) 24
1D3. QUANTIFICATION DE LA MATIERE ORGANIQUE 24
1D4. MESURE DE L'ALCALINITE (TA-TAC) 26
1D5. MESURE DE LA SALINITE 26
1E. EVALUATION DE LA QUALITE HYDROBIOLOGIQUE DU MILIEU 27
1E1. METHODES BASEES SUR LES INVERTEBRES 27
1E2. METHODES BASEES SUR LES VEGETAUX 28
1E3. METHODES BASEES SUR LES VERTEBRES 29
1F. EVALUATION DE LA DEGRADATION DU MILIEU 29
1F1. MESURE DU NIVEAU TROPHIQUE 29
1F2. POLLUTION PAR LES SUBSTANCES TOXIQUES OU LES METAUX LOURDS 32

2. Eléments méthodologiques pour l'étude de la végétation

2.1. Introduction à l'étude de la végétation 45

2.1.1 Comment déterminer les habitats ? 45
2.1.2. A quels échelle ou degré de finesse travailler ? 45
2.1.3. Comment échantillonner ? 45
2.1.4. Quelles méthodes utiliser ? 47
2.1.5. Quels paramètres noter ? 48
2.1.6. Quand se rendre sur le terrain ? 48
2.1.7. Qui réalise les études ? 48
2.1.8. Réseaux de suivi et groupes de travail 49

2.2. Choisir une méthode d'étude de la végétation en fonction des objectifs 50

2A. DESCRIPTION DE LA VEGETATION 50
2A1. INVENTAIRES FLORISTIQUES (richesse spécifique) 50
2A2. STRUCTURE DE LA VEGETATION 51
2A3. APPROCHE QUANTITATIVE PAR MESURE DE LA BIOMASSE 52
2A4. ORGANISATION SPATIALE DE LA VEGETATION 54
2B. DELIMITATION DES UNITES ECOLOGIQUES (PRE-ZONAGE DE LA VEGETATION) 55
2B1. UTILISATION DE PHOTOGRAPHIES 55
2B2. CARTOGRAPHIE DIRECTE SUR LE TERRAIN ET UTILISATION D'UN GPS 56
2C. INVENTAIRE DES ASSOCIATIONS VEGETALES 56
2C1 APPROCHE PHYTOSOCIOLOGIQUE 58
2D. EVALUATION DE L'ETAT DE CONSERVATION ET DU DEGRÉ DE NATURALITÉ DES HABITATS 59
2D1 SUIVI D'INDICATEURS 59
2D2 ÉTUDE DE LA NATURALITÉ 60
2E. SUIVI DE LA DYNAMIQUE DE LA VEGETATION 60
2E1. ANALYSE DE PHOTOGRAPHIES ET DE CARTES 60
2E2. ANALYSE DE RELEVÉS FLORISTIQUES 62
2E3. ANALYSE DE L'EVOLUTION DE LA STRUCTURE DE LA VÉGÉTATION 63
2F. SUIVI D'ESPÈCES VÉGÉTALES 63
2G. RECUEIL DE DONNEES COMPLEMENTAIRES 63

3. Eléments méthodologiques pour l'inventaire et le suivi des mammifères

3.1. Introduction à l'étude des mammifères 91

3.1.1. Comment déterminer les mammifères ? 91
3.1.2. Sur quels groupes travailler ? 91
3.1.3. Quelles méthodes utiliser ? 91
3.1.4. Comment échantillonner ? 92
3.1.5. Quels paramètres noter ? 92
3.1.6. Quand se rendre sur le terrain ? 93
3.1.7. Qui réalise les études ? 93
3.1.8. Réseaux de suivi et groupes de travail 93

3.2. Choisir une méthode d'étude des mammifères en fonction des objectifs 94

3A. EVALUER LA RICHESSE SPECIFIQUE : INVENTAIRE QUALITATIF 94
3A1. INVENTAIRE DES MICROMAMMIFERES 94
3A2. INVENTAIRE DES CHAUVES-SOURIS 95
3A3. INVENTAIRE DES AUTRES MAMMIFERES 97
3B. MESURER LES EFFECTIFS : INVENTAIRE QUANTITATIF 99
3B1. DENOMBREMENT DES MICROMAMMIFERES 99
3B2. DENOMBREMENT DES CHAUVE-SOURIS 99
3B3. DENOMBREMENT D'AUTRES MAMMIFERES 100
3C. CARACTERISER LES POPULATIONS 100
3C1. UTILISATION DE L'ESPACE ET TERRITORIALITE 100
3C2. ETUDE DU COMPORTEMENT 103
3C3. EVALUATION DU SUCCES DE LA REPRODUCTION 103
3C4. ETUDE DU REGIME ALIMENTAIRE 103
3C5. STRUCTURE DE LA POPULATION 104
3D. EVALUER LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS 104
3D1. SUIVI D'UNE POPULATION 104
3D2. SUIVI D'ESPECES 105

4. Eléments méthodologiques pour l'inventaire et le suivi des oiseaux

4.1. Introduction à l'étude des oiseaux 121

4.1.1. Comment déterminer les oiseaux ? 121
4.1.2. Sur quels groupes d'espèces travailler ? 121

4.1.3. Quels paramètres noter ? 122
4.1.4. Quelle méthode utiliser ? 122
4.1.5. Quand se rendre sur le terrain ? 123
4.1.6. Quelle est la fréquence des observations ? 123
4.1.7. Quels biais sont possibles ? 124
4.1.8. Qui réalise les études ? 124
4.1.9. Réseaux de suivi et groupes de travail 124

4.2. Choisir une méthode d'étude des oiseaux en fonction des objectifs

4A. EVALUER LA RICHESSE SPECFIFIQUE : INVENTAIRE QUALITATIF 129
4A1. INVENTAIRE D'OISEAUX FACILEMENT OBSERVABLES 129
4A2. INVENTAIRE D'OISEAUX DIFFICILEMENT OBSERVABLES 129
4B. MESURER LES EFFECTIFS : INVENTAIRE QUANTITATIF 131
4B1. DENOMBREMENT D'OISEAUX MARINS (Laridés, Sternidés...) 131
4B2. DENOMBREMENT D'OISEAUX D'EAU 133
4B3. DENOMBREMENT DE HERONS, CORMORANS, ... 135
4B4. DENOMBREMENT DE RAPACES 136
4B5. DENOMBREMENT DE GALLINACES 136
4B6. DENOMBREMENT DE PASSEREAUX 137
4C. CARACTERISER LES POPULATIONS 141
4C1. STATUT BIOLOGIQUE DES ESPECES 141
4C2. UTILISATION DE L'ESPACE ET TERRITORIALITE 141
4C3. ETUDE DE LA REPRODUCTION 142
4C4. ETUDE DU REGIME ALIMENTAIRE 145
4C5. STRUCTURE DES POPULATIONS - TAUX DE SURVIE 145
4D. EVALUER LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS 146
4D1. SUIVI DE POPULATION, METHODES PAR POINTS D'ECOUTE 146
4D2. SUIVI DE POPULATION, METHODES PAR TRANSECT 148
4D3. SURVEILLANCE OU SUIVI D'ESPECE 148

5. Eléments méthodologiques pour l'étude des amphibiens et reptiles

5.1. Introduction à l'étude des amphibiens et des reptiles 173

5.1.1. Quelles références pour la détermination ? 173
5.1.2. Quels milieux prospecter ? 174
5.1.3. Quelles méthodes utiliser ? 174
5.1.4. Quels paramètres noter ? 174
5.1.5. Quand se rendre sur le terrain ? 175
5.1.6. Qui réalise les études ? 175
5.1.7. Réseaux de suivi et groupes de travail 175

5.2. Choisir une méthode d'étude des amphibiens et des reptiles en fonction des objectifs 176

5A. EVALUER LA RICHESSE SPECIFIQUE : INVENTAIRE QUALITATIF 176
5A1. INVENTAIRE DES AMPHIBIENS 176
5A2. INVENTAIRE DES REPTILES 177
5B. MESURER LES EFFECTIFS : INVENTAIRE QUANTITATIF 178
5B1. MESURE DE LA DENSITE ABSOLUE 178
5B2. MESURE DE LA DENSITE RELATIVE 179
5C. CARACTERISER LES POPULATIONS 179
5C1. REPRODUCTION 179
5C2. COMPORTEMENT MIGRATOIRE 179
5C3. STRUCTURE DE LA POPULATION 180
5D. EVALUER LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS 180
5D1. SUIVI DE POPULATION 180
5D2. SUIVI D'ESPECES 181

6. Eléments méthodologiques pour l'inventaire et le suivi des poissons

6.1. Introduction à l'étude des poissons 189

6.1.1. Quelles références pour la détermination ? 189
6.1.2. Quelles méthodes utiliser ? 189
6.1.3. Quels paramètres noter ? 189
6.1.4. Quand se rendre sur le terrain ? 190
6.1.5. Réseaux de suivi et groupes de travail 190

6.2. Choisir une méthode d'étude des poissons en fonction des objectifs 191

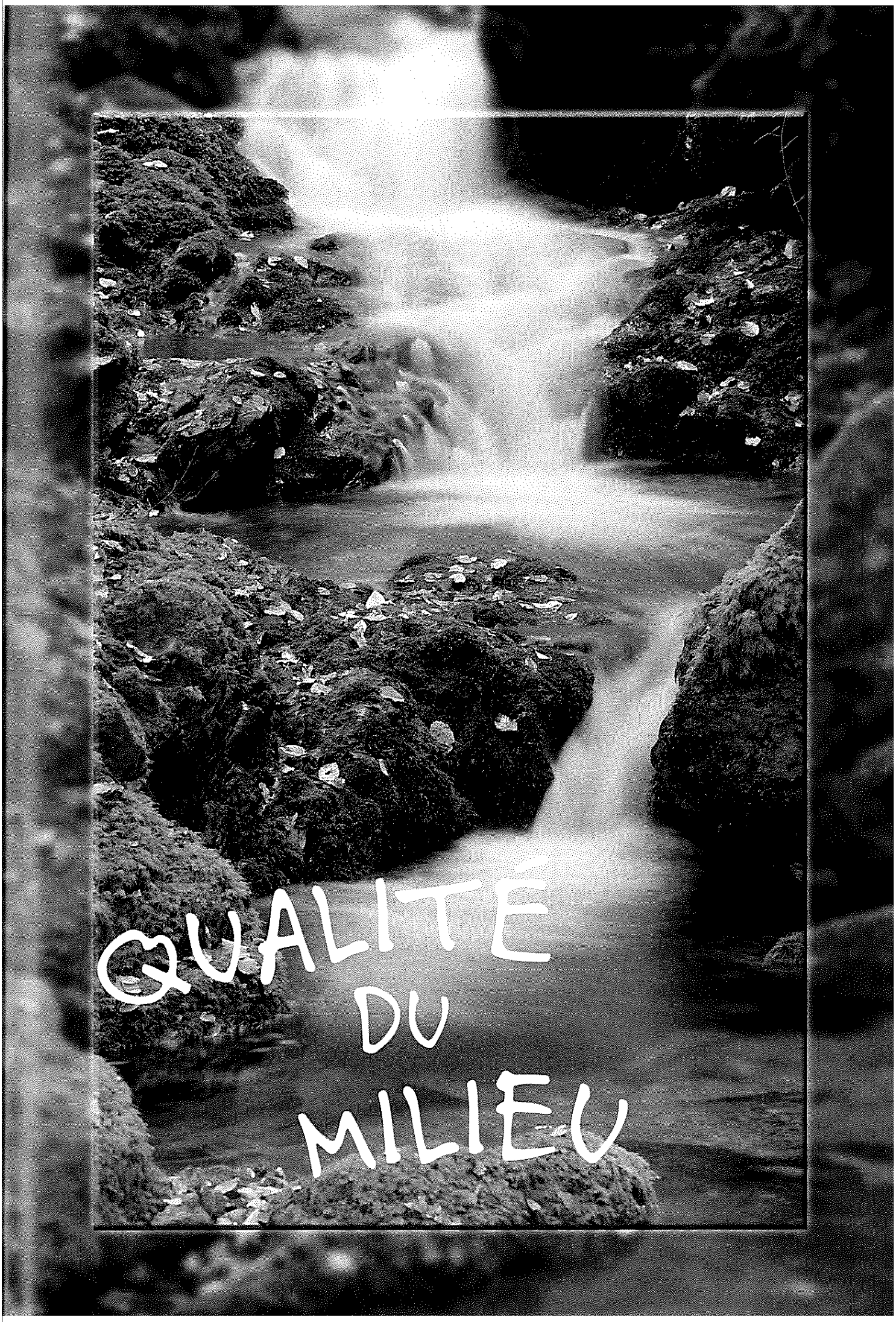
6A. EVALUER LA RICHESSE SPECIFIQUE : INVENTAIRE QUALITATIF 191
6A1. INVENTAIRE DES POISSONS D'EAU DOUCE 191
6A2. INVENTAIRE DES POISSONS MARINS 191
6B. MESURER LES EFFECTIFS : INVENTAIRE QUANTITATIF 192
6B1. POISSONS D'EAU DOUCE 192
6B2. POISSONS MARINS 193
6C. CARACTERISER LES POPULATIONS 194
6C1. REPRODUCTION 194
6C2. AUTRES CARACTERISTIQUES DE LA POPULATION 194
6D. EVALUER LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS 195
6D1. SUIVI DE POPULATION 195
6D2. SUIVI D'ESPECES 195

7. Eléments méthodologiques pour l'inventaire et le suivi des invertébrés

7.1. Introduction à l'étude des invertébrés 203
7.1.1. Quelles références pour la détermination 203
7.1.2. Sur quel objet travailler, quels milieux prospecter ? 207
7.1.3. Quelles méthodes d'échantillonnage utiliser ? 207
7.1.4. Comment échantillonner ? 211
7.1.5. Quels paramètres noter ? 215
7.1.6. Quand se rendre sur le terrain ? 216
7.1.7. Quelle est la durée préconisée des études ? 216
7.1.8. Qui réalise les inventaires et les suivis ? 217
7.1.9. Comment analyser et interpréter les données ? 217
7.1.10. Réseaux de suivi et groupes de travail 218

7.2. Choisir une méthode d'étude des invertébrés en fonction des objectifs 219

7A. EVALUER LA RICHESSE SPECFIFIQUE : INVENTAIRE QUALITATIF 219
7A1. INVENTAIRE NON CIBLE DES INVERTEBRES 219
7A2. INVENTAIRE DES LEPIDOPTERES (PAPILLONS) 223
7A3. INVENTAIRE DES ODONATES (LIBELLULES) 224
7A4. INVENTAIRE DES ORTHOPTERES (SAUTERELLES ET GRILLONS) 225
7A5. INVENTAIRE DES COLEOPTERES 225
7A6. INVENTAIRE DES HYMENOPTERES 229
7A7. INVENTAIRE DES DIPTERES 230
7A8. INVENTAIRE DES ARAIGNEES 231
7A9. INVENTAIRE DE LA FAUNE DU SOL 231
7A10. INVENTAIRE DES MOLLUSQUES TERRESTRES 231
7A11. INVENTAIRE DES MOLLUSQUES AQUATIQUES 232
7A12. INVENTAIRE DES INVERTEBRES AQUATIQUES 232
7B. MESURER LES EFFECTIFS : INVENTAIRE QUANTITATIF
7B1. MESURE DE LA DENSITE ABSOLUE 233
7B2. MESURE DE LA DENSITE RELATIVE 234
7C. CARACTERISER LES POPULATIONS 235
7C1. STATUT BIOLOGIQUE ET SUCCES DE REPRODUCTION 235
7C2. LIEN AVEC L'HABITAT 236
7C3. BIOMASSE 236
7D. EVALUER LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS 236
7D1. SUIVI DE POPULATION 236
7D2. SUIVI D'ESPECES 238



QUALITÉ DU MILIEU

[redacted]

1. Eléments méthodologiques pour la mesure de la qualité du milieu

1.1. Introduction à la mesure de paramètres abiotiques

Le milieu abiotique (le biotope) dans lequel se développe une communauté vivante (biocénose) n'est pas un cadre figé, inerte, mais une composante d'un système dynamique, qui évolue et se transforme en même temps que la communauté vivante qu'elle supporte. Il est important, afin de mieux cerner la fonctionnalité écologique d'une réserve naturelle, de mesurer un certain nombre de composantes abiotiques qui influencent le développement de la flore et de la faune.
Les indicateurs sont essentiels au suivi de la gestion durable des milieux naturels. Ils peuvent être relevés dans le cadre d'une surveillance continue du site. Ils peuvent également faire partie d'un véritable suivi afin de vérifier des hypothèses (impact de la gestion, fluctuations de la nappe, etc.) ou des seuils à atteindre.

Dans le cadre de la rédaction du plan de gestion, il est demandé au gestionnaire de définir les éléments ayant un rôle sur la fonctionnalité du milieu (Section A du guide méthodologique).

1.1.1. Quels indicateurs utiliser ?

La qualité des milieux est, la plupart du temps, appréciée par l'analyse de caractères physico-chimiques et biologiques des eaux. Il existe de très nombreux paramètres pour caractériser la qualité d'une eau. Leur analyse fournit des informations précises sur les effets de la gestion et sur les causes éventuelles de la dynamique du milieu.
Ces indicateurs peuvent être :
- des indicateurs environnementaux clés pour des études très classiques de connaissance du milieu. Quelques variables physiques sont généralement essentielles et parfois très faciles à mesurer directement sur le terrain par des appareils facilement transportables (GRILLAS, 1996) : niveau de l'eau, débit, température, salinité, pH, matières solides en suspension),
- spécifiques à des problèmes particuliers : les sels nutritifs (Ammonium, Nitrites, Nitrates, Silicates, Phosphates), les micropolluants métalliques (Plomb, Zinc...)... le phosphore total et l'azote total sont par exemple des indicateurs d'eutrophisation. Les concentrations de ces éléments sont généralement effectués par des laboratoires d'analyse spécialisés.

Les données sont le plus souvent mesurées sur l'eau mais des données caractérisant le sol et ses perturbations peuvent être mesurées : nature du sol, pH, granulométrie, érosion, perte de matière organique, etc.

Les changements dans la répartition et l'abondance de la faune aquatique apportent également des informations au gestionnaire. La plupart des organismes aquatiques sont sensibles aux variations de la température, de la composition chimique et de la matière particulaire dans les plans d'eau.

En zone humide un programme de suivi devrait au minimum comporter une mesure directe des niveaux des eaux de surface et souterraines.
Des paramètres mésologiques (profondeur, pente de la rive, turbidité) et hydrauliques (origine de l'eau, durée de la mise en eau, période d'assèchement...) peuvent être mesurés.

<u>Quelques éléments d'interprétation :</u>
Eaux souterraines : La conductivité, la température et le pH permettent de définir les caractéristiques fondamentales de l'eau.
Eaux de surface : Le pH, la conductivité, l'oxygène dissous, la température et la turbidité permettent une première estimation de la qualité du milieu.
Les phosphates, l'ammoniaque, les nitrates et le fer permettent d'apprécier l'impact de rejets polluants.
Les indices biologiques sont surtout intéressants pour les eaux courantes.

1.1.2. Comment échantillonner ?

Choix de l'échantillon

La plupart du temps, les analyses se font à partir d'échantillons d'eau, plus rarement sur des échantillons de sol. Dans de nombreuses zones humides, il est souvent plus judicieux de faire des mesures de la concentration en éléments divers (azote et

Les périodes et les stations échantillonnées doivent être choisies pour cerner au mieux la variabilité spatiale et temporelle de la qualité du milieu.

phosphore total, azote organique et phosphore minéral, métaux lourds, ...) dans les sédiments plutôt que dans l'eau, car leur composition varie moins rapidement au cours de l'année dans les sédiments. Les analyses dans les sédiments sont donc nécessaires pour juger de l'état réel de pollution d'une zone humide (PERENNOU *et al.*, 1999). Néanmoins, il n'existe actuellement pas de méthode standardisée pour prélever et analyser les échantillons de sédiments. Le protocole doit donc être soigneusement défini en concertation avec des personnes compétentes en fonction du site, de la question posée et des moyens envisageables.

Prélèvement des échantillons

Prélèver des échantillons de sol

Il y a deux principaux types d'échantillonnage du sol. L'échantillonnage d'un profil de sol, horizon par horizon, faite à une profondeur donnée (à l'aide d'un carottier ou d'une tarrière) et l'échantillonnage en masse d'un espace, habituellement au sommet du sol seulement.

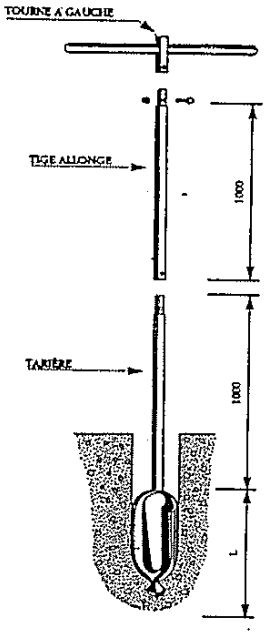
Prélèver des échantillons de sédiments

De nombreuses méthodes de prélèvement des sédiments existent : carottage, prélèvements par benne, drague à main... Le prélèvement de « carottes » de sédiments est la méthode la plus simple et la plus utilisée. Les tarrières manuelles, simples d'emploi et peu coûteuses permettent de prélever le sol ou des sédiments jusqu'à 30 cm de profondeur environ. Le choix de l'épaisseur de la couche échantillonnée (profondeur d'échantillonnage) est primordial car les caractéristiques physiques, chimiques et biologiques fluctuent beaucoup dans les premiers centimètres de sédiments. Le prélèvement est généralement fait dans les 25 premiers centimètres et souvent à 5-15 centimètres de profondeur (PERENNOU *et al.*, 1999). Il faut effectuer tous les prélèvements à une profondeur constante.

Prélever des échantillons d'eau

Pour les eaux superficielles les prélèvement doivent être effectués de façon à éviter au maximum les effets de bords (oxygénation trop près de la surface, mise en suspension des matières solides trop près du fond, eau stagnante trop près des rives...). Les échantillons d'eau de surface peuvent être prélevés depuis une embarcation au moyen d'un seau. Il peut être nécessaire de constituer un échantillon moyen en mêlant plusieurs prélèvements effectués en divers points d'une section de rivière, afin de mieux connaître la chimie moyenne de l'eau dans une section donnée. En revanche, il est indispensable d'effectuer différents prélèvements dans l'espace et dans le temps et de les traiter séparément pour étudier le fonctionnement d'une mare.

Pour les eaux souterraines, un prélèvement effectué sur une eau ayant longtemps stagné n'est pas représentatif de la nappe. En effet, l'eau a subi l'influence du matériau de tubage et des éléments extérieurs (pollution, pluie...). Pour obtenir un échantillon moyen de l'horizon capté, il est nécessaire de pomper suffisamment longtemps pour renouveler l'eau contenue dans le tubage.



Tarrière à main

Fournisseur de matériel :
Société Bioblock (département 67)
www.bioblock.fr
vente@bioblock.fr pour les questions techniques
Tel : 03 88 67 53 23
Fax : 03 88 67 85 11

Pour en savoir plus on pourra conseiller les documents « Paramètres de la qualité des eaux » de BRÉMOND et VUICHARD (1973) ; « Hydrométrie pratique des cours d'eau » de ANDRE et al. (1976) ; « Eléments d'hydrologie » de CHAMPOUX et TOUTANT (1988) ; ou encore « Concevoir le suivi des zones méditerranéennes » de PERENNOU et al. (1999).
En milieu marin, l'ouvrage de référence en ce qui concerne les protocoles de dosage et d'analyse est « Le manuel des analyses chimiques en milieu marin » d'AMINOT et CHAUSSEPIED (1983). Si cet ouvrage ne fait souvent que reprendre d'autres manuels comme celui de STRICKLAND et PARSONS (1972), le texte en français évite toute ambiguïté d'interprétation des termes anglo-saxons.
Aussi à consulter : Suivi scientifique, Fiche 4.9 – revue GARDE n°36, août 1998.

Choix du matériel de mesure de la qualité du milieu

On distingue trois types de méthodes de mesures : les sondes portatives électrochimiques, les méthodes photométriques et les méthodes colorimétriques.

Certains types de matériel peuvent être utilisés directement sur le terrain (les sondes portatives électrochimiques, stylo testeurs, bandes tests pour les méthodes colorimétriques basées sur le même principe que les papiers indicateurs, photomètre portable livré en malette de terrain...) alors que d'autres sont réservés aux laboratoires (spectrophotomètres...). Certains appareils mesurent un seul paramètre (stylo testeur pour le pH ou le redox ou la conductivité ...) mais la plupart des appareils permet de mesurer plusieurs paramètres (pH, redox, conductivité, T°, oxygène dissous, salinité...). Le choix du matériel dépend de ce que l'on souhaite mesurer, de la gamme de concentration et de la précision souhaitée. Le coût dépend notamment du nombre de paramètres qu'il est possible de mesurer avec un seul appareil (voir tableau ci-dessous).

La RN de Bruges possédant une trousse HACH® d'analyse de la qualité de l'eau, un essai de dosage comparatif des formes d'azote a été réalisé sur des échantillons prélevés en même temps que ceux envoyés pour analyse au laboratoire départemental (DUTARTRE, 1999). Les résultats obtenus par dosage à la trousse HACH® montrent une certaine similitude avec des analyses de laboratoire, mais présentent un décalage non négligeable pour les nitrites et ammonium et des valeurs très différentes pour les nitrates de trois des onze stations sur lesquelles des mesures ont été effectuées.

Précautions à prendre lors de l'échantillonnage

Certains éléments des protocoles communs à toutes les méthodes sont souvent négligés, ce sont les méthodes de prélèvement, de stockage et de conservation des échantillons d'eau, lorsque l'analyse ne peut pas être effectuée immédiatement après le prélèvement (voir tableau page 13). Le plus simple est de demander le protocole à suivre au laboratoire qui sera en charge des analyses.
Des précautions peuvent être nécessaires pour les prélèvements (matériel stérile, addition d'agent bloquant, conservation à 4°C, etc.).

Conditionnement des échantillons

Les échantillons d'eau doivent être de qualité, prélevés dans des récipients propres, rincés plusieurs fois avec l'eau à analyser, puis fermés hermétiquement sans laisser de bulle d'air dans le flacon. La nature du récipient de prélèvement est importante, car celui-ci ne soit pas entrer en réaction avec l'eau à analyser. Le verre et le Pyrex peuvent être employés sans problème pour le dosage des ions majeurs (voir tableau page 12).

Les mesures d'éléments chimiques peuvent se faire à l'aide d'appareils portables relativement simples d'utilisation. Toutefois, leur coût d'investissement ne deviendra rentable qu'en cas de grandes quantités de mesures à réaliser. Sinon, le passage par un laboratoire est préférable.

Exemple de matériel pour les analyses d'eau.

Matériel utilisé	Paramètres mesurés	Coût HT
MESURE PAR SONDE PORTATIVE ELECTROCHIMIQUE		
Testeur étanche multiparamètres		110 €
Testeur portable avec sonde unique 4 paramètres	- PH, conductivité, TSD et température	403 € ; 96 € l'électrode.
Sonde 3 paramètres étanche	- PH, conductivité, température	530 € ; 169 € la sonde.
Malette complète 6 paramètres	- PH, redox, température, conductivité, salinité, oxygène dissous.	1 019 €.
MÉTHODES PHOTOMÉTRIQUES		
Photomètre portable	- alcalinité, aluminium, ammonium, ammoniac, brome, chlorure, chlore, cuivre, dureté, fer, fluro, manganèse, nitrate, nitrite, pH, phosphate, sulfate, silice...	Plus de 400 € ; 25 à 54 € les 100 réactifs par paramètre mesuré.
Analyseur portable monoparamètre		Environ 200 € ; 35 à 100 € pour 100 doses de réactifs.
Analyseur portable multiparamètres		Environ 200 € pour 2 paramètres, 776 € pour 8 paramètres ; 16 à 90 € les 100 réactifs.
Spectrophotomètre (malette de terrain)	- azote total, cadmium, COT, DCO, phosphore total, plomb, en plus avec les spectrophotomètres.	Plus de 3500 €
MÉTHODES COLORIMÉTRIQUES		
Bandelettes incidactrice	- pH, ions (ammonium, cuivre, nitrites, fer, dureté calcique, nickel, étain, potassium...)	de 26 à 81 € pour 100 bandelettes par ion analysé.
Papier indicateur	- pH	12 € le lot de 100.
Analyse d'eau par TestCard®	- dosage de l'aluminium, l'ammoniaque, le chlore, les chlorures, le cuivre, la dureté, les nitrates, les phosphates, les sulfates, l'alcalinité...	37 € par test (1 paramètre) pour 50 pastilles de réactif.
Dosage par ampoule CHEmets® ou Titrets®	- ammoniaque, azote, chrome, chlore, cuivre, dureté, fer, manganèse, nitrate, nitrite, oxygènes dissous, phosphates, alcalinité, chlorures, CO2...	Environ 40 € les 30 dosages.
Analyse d'eau par Test Disc®	- aluminium, alcalinité, ammonium, brome, chlore, cuivre, fer, manganèse, nitrite, nitrate, phosphates, sulfures...	100 à 130 € pour 50 dosages d'un paramètre.

Source : D'après le catalogue Bioblock 2004.

La durée de stockage des échantillons

Le fait de prélever un échantillon d'eau et de le séparer de son milieu naturel entraîne des modifications plus ou moins importantes selon les paramètres. Certains paramètres peuvent être considérés comme stables à l'échelle de temps à laquelle on travaille, mais d'autres varient très rapidement : la température, la conductivité, le pH et les gaz dissous, enfin les nitrates et les sulfates. Une variation des températures entraîne une modification des constantes d'équilibres des éléments en suspension.

La réalisation de mesures fiables et d'un bon niveau d'exactitude dépend en tout premier lieu de la qualité de la chaîne de mesures utilisée, de son entretien et de sa maintenance, ainsi que du respect des bonnes pratiques de laboratoire par l'utilisateur. Le tableau page ci-contre présente quelques méthodes de conservation des échantillons.

Lorsque d'importants volumes de réactifs sont ajoutés pour conserver les échantillons, il ne faut pas oublier de faire les corrections induites par les augmentations de volume : Concentration = Concentration mesurée x (volume de l'échantillon + réactif) / Volume de l'échantillon.

Caractéristiques des conditionnements appropriés pour les échantillons d'eau de mer (en majuscules : matériau à utiliser impérativement ou de préférence; entre parenthèses : utilisable dans des conditions restrictives).

Paramètre mesuré	Matériau	Bouchage	Volume nécessaire
Salinité	VERRE (plastique)	Conseillé : à pression avec joint en caoutchouc	100-250 ml
pH	Plastique ou verre	Large ouverture	50-100 ml
Oxygène dissous	VERRE transparent	Rodage normalisé	50-250 ml
Sels nutritifs ensemble (nitrate + nitrite + ammonium + phosphate + silicium)	PLASTIQUE	A vis, sans joint	Auto : 100 ml Manu : 500 ml
Ammonium	VERRE	A vis, polyéthylène, sans joint	100 ml
Nitrite	Plastique ou verre	A vis, sans joint	100 ml
Nitrate	Plastique ou verre	A vis, sans joint	200 ml
Phosphate	Verre ou plastique	A vis, sans joint	200 ml
DCO	VERRE (plastique)		
Silicium	PLASTIQUE	A vis, sans joint	100 ml
Turbidité	Plastique ou verre	Normal	50-100 ml
Matière en suspension	Plastique ou verre	Normal	0,1-5 l
Chlorophylle	Plastique ou verre	Normal	0,1-5 l
Carbone organique particulaire	VERRE ou plastique	Polyéthylène	0,5-10 l
Mercure	VERRE Pyrex	A vis, joint Téflon	250-500 ml
Métaux autres que Mercure	Téflon, polyéthylène ou polypropylène	A vis	0,25-1 l
Fluorure	Polyéthylène	Normal	100 ml
Détergents	Polyéthylène	Normal	100 ml
Hydrocarbures	VERRE	A vis, joint Téflon	1-2 l
Pesticides	VERRE	A vis, joint Téflon	2l

Source : FAGOT [2001] d'après AMINOT *et al.* (1983).

1.1.3. Quand se rendre sur le terrain ?

Les fluctuations naturelles de la quantité et de la qualité de l'eau se produisent par suite de variations inter-annuelles et saisonnières des précipitations et des températures.

La fréquence et la (les) période(s) de prélèvement dépendent de l'objectif.

- si l'on veut réaliser un suivi à long terme permettant de détecter des tendances d'évolution, il n'est pas toujours nécessaire de faire des prélèvements tout au long de l'année. On choisit généralement la période d'étiage (souvent en été) pour les analyses physico-chimiques de l'eau.
- s'il s'agit de mesures vérifiant la conformité avec la législation, des mesures ponctuelles dans le temps et l'espace suffisent. L'analyse physicochimique ponctuelle de l'eau n'est valable que dans le cas de pollutions continues dans le temps ou pour une première approche de la pollution. Les mesures ponctuelles sur la pollution ne sont pas toujours fiables, en particulier pour les pollutions épisodiques, qui fluctuent rapidement spatialement et temporellement.

Méthode de conservation des échantillons d'eau

	Conservation de courte durée		Conservation de longue durée	
Paramètre	Méthode	Durée maximale conseillée	Méthode	Durée maximale conseillée
Salinité			A l'abri de la lumière, éviter les fortes variations de température	Quelques mois
pH	De préférence in situ, sinon dans un endroit frais	Le jour même		
Oxygène dissous			Immerger complètement les flacons sous l'eau pour éviter le dessèchement	1 mois
Sels nutritifs ensemble (nitrate + nitrite + ammonium + phosphate + silicium)			Congélation rapide de l'eau vers -20°C à -30°C	
Ammonium	Au froid et à l'abri de la lumière	1 h	A éviter	
Nitrite	Idem	5 h	Congélation entre - 20°C et - 30°C	
Nitrate	Idem	Plusieurs heures		
Phosphate	Après filtration	48 h	Congélation ou, pour les échantillons filtrés, ajout de 0,5 ml de chloroforme pour 100 ml	
Silicium	Au froid et à l'abri de la lumière	Le lendemain	Congélation ou, pour les eaux pauvres en plancton, ajout de 1 ml d'acide sulfurique à 4,5 µm.l-1 pour 100ml	
Turbidité	Au froid et à l'abri de la lumière	48 h		
Matière en suspension (MES)	Au froid et à l'abri de la lumière	Quelques heures	Si la MES est supérieure à quelques mg/l, au froid et à l'abri de la lumière	Quelques semaines
Chlorophylle	Au froid et à l'abri de la lumière en ajoutant un peu de Mg CO3	8 heures	Après filtration	Trois semaines
Carbone organique particulaire			Après filtration, congélation dans des flacons en verre	Quelques semaines
Mercure	Acidification pour le mercure minéral	48 h		
Métaux autres que Mercure			Après filtration, abaissement du pH à 2 avec de l'acide chlorhydrique à 1 mol.l-1	Quelques mois
Fluorure			Température ambiante, à l'abri de la lumière	28 jours
Détergents	Au froid	48 h	Congélation à -20°C	
Hydrocarbures	Abaisser le pH en dessous de 3 (par exemple avec de l'acide chlorhydrique)			
Pesticides	Conservation à 4°C, avec quelques gouttes de formol		Congélation à -20°C	

Source : FAGOT (2001) d'après AMINOT *et al.* (1983) et Guide Hach.

1.1.4. Qui réalise les mesures ?

Les mesures in situ par le gestionnaire

La mesure *in situ* de certains paramètres (niveaux d'eau, température, pH, conductivité, alcalinité et oxygène dissous) est indispensable car ils sont très sensibles aux conditions de milieu et susceptibles de varier dans des proportions importantes s'ils ne sont pas mesurés sur site. Ces mesures sont simples et relativement peu onéreuses à réaliser par un gestionnaire dès lors que l'on dispose du matériel requis (appareils portables relativement simples d'utilisation). Les avantages sont une économie du temps de déplacement et de coût réduit des analyses. Le coût initial en équipement ne le rend toutefois rentable que si l'on a beaucoup de mesures à réaliser. Il est donc essentiel pour le gestionnaire de bien poser le problème et de se faire une idée préalable des gammes de concentration sur son site, afin de choisir le matériel adapté. Celui-ci peut par exemple confier les premières analyses à un laboratoire, puis décider selon les résultats, s'il est dans son cas, économique ou non de réaliser lui-même les dosages. Les suivis de la qualité de l'eau peuvent vite se révéler coûteux et souvent difficiles à interpréter.

Le coût des dosages

Les coûts d'investissement du matériel et des réactifs sont très variables en fonction des méthodes sélectionnées. Le même matériel peut servir à mesurer de nombreux paramètres. Le coût des dosages varie beaucoup, du simple au double, selon les composants et selon les laboratoires. Les nutriments sont relativement peu coûteux à doser, les dosages de chlorophylle a sont plus chers, ceux de polluants non biologiques (métaux lourds notamment) sont très coûteux. Le gestionnaire doit prévoir des frais de dossier et de réception des échantillons. Pour les analyses chimiques, les prix sont par élément et par échantillon (de 6 à 15 € suivant les éléments). Pour la granulométrie, sont facturés les broyages successifs (à 2 mm et à 100 µm par exemple), puis l'analyse elle-même, dont le prix peut varier suivant le nombre de fractions demandés.

Pour disposer de mesures topographiques, le gestionnaire pourra soit commander une étude à un géomètre, soit réaliser les mesures lui-même, de façon rudimentaire, à l'aide d'un matériel peu coûteux et avec un peu de bon sens.

Seuls les résultats obtenus avec des méthodes d'analyses normalisées peuvent être utilisés dans un cadre juridique, tel que la vérification du respect des normes de rejet par les industries.

Les analyses en laboratoire ou recours à un spécialiste
Les mesures physico-chimiques, les dosages ne sont généralement pas de la compétence des gestionnaires d'espaces naturels qui peuvent, qu'ils soient équipés ou non de matériel d'analyse d'eau, faire appel aux services des laboratoires d'analyse. Pour obtenir des analyses précises des éléments « majeurs », il est d'ailleurs recommandé de s'adresser à un laboratoire, notamment pour les méthodes normalisées (les plus coûteuses en investissement : matériel, temps et compétences). De plus cela permet de valider les analyses réalisées. Si un technicien du laboratoire vient sur le site pour réaliser les prélèvements les coûts sont élevés.

Le gestionnaire effectue les prélèvements et fait appel à un laboratoire pour les analyses
Le coût de l'opération est fortement réduit si le gestionnaire réalise lui-même les prélèvements. Cela implique une certaine maîtrise (formation préalable), du temps sur le terrain puis pour porter rapidement les échantillons au laboratoire. L'économie par rapport à la solution précédente est toutefois conséquente. Dans tous les cas, il est préférable de définir la méthode de prélèvement et le protocole d'échantillonnage en relation avec les personnes du laboratoire d'analyse des échantillons. Le gestionnaire doit savoir qu'il existe parfois des contraintes liées aux prélèvements : pour les dosages de nutriments par exemple, il faut ajouter un agent bloquant ($HgCl_2$: se renseigner auprès des laboratoires d'analyse) ; pour les analyses bactériologiques, il faut prélever en conditions stériles.

Les protocoles de dosages des sédiments sont les mêmes que pour l'eau avec une première étape qui consiste à extraire les substances à analyser de sédiments pour les mettre en solution dans de l'eau distillée (FAGOT, 2001). La minéralisation de ces éléments coûte environ 800 € puis chaque dosage coûte environ 20 € avec possibilité de réduction du prix par l'établissement de forfait en fonction du nombre de paramètres mesurés.

1.1.5. Réseaux de suivi

Réseau national Météo France
Pour obtenir des informations sur les stations météorologiques les plus proches du site géré.
www.meteo.fr

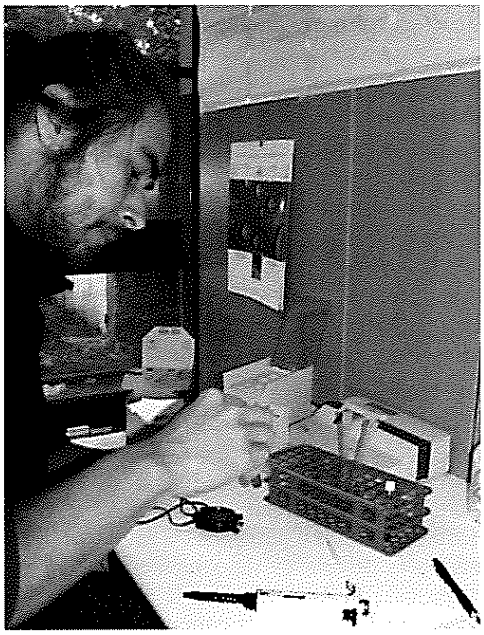
Réseau national de données sur l'eau :
http://www.rnde.tm.fr
Le Réseau National de Données sur l'Eau (RNDE) a été mis en place pour fédérer en France les principaux producteurs et utilisateurs de données sur l'eau. Ce réseau dispose de plusieurs banques de données nationales :
- ADES : Accès aux Données des Eaux Souterraines. 59 réseaux déclarés contenant 21642 points d'eau comportant 1414 piézomètres.
- HYDRO : Banque nationale de données pour l'Hydrométrie et l'Hydrologie. Il s'agit d'une banque de données nationale regroupant des informations relatives aux débits des cours d'eau, provenant de plus de 3000 stations.
- QUADRIGE (littoral) : gestion et valorisation de données issues du Réseau National d'Observation de la qualité du milieu marin (RNO) et d'autres réseaux.
- PLUVIO : Banque de donnée de pluviométrie quotidienne en France métropolitaine.
- BHP : Banque de données Hydrobiologiques et Piscicoles.
- BNDE : Banque Nationale des Données sur l'eau (Multi-thèmes).

Réseau piézométrique du BRGM :
Le BRGM met à disposition aux services en charge de la gestion des eaux, des banques de données, des cartes, des synthèses, des outils d'aide à la décision (www.brgm.fr)
Il existe des réseaux piézométriques régionaux (voire départementaux) mis en place par le BRGM et les agences de l'eau, accessibles depuis le site internet (http://www.brgm.fr/domaines/eaux.htm).

Benthos
Il est possible de télécharger des protocoles de mesure de la qualité de l'eau à l'aide des invertébrés (avec clés de détermination des Ephémères de France, des Plécoptères et des Tricoptères) à partir du site internet Benthos.
http://www.invfmr.org

Système d'Evaluation de la Qualité Physico-chimique des cours d'eaux (SEQ)
Depuis plusieurs années, un important travail est mené par le Ministère chargé de l'environnement (Direction de l'eau et DIREN) et les Agences de l'eau pour mettre au point un ensemble d'outils précis et performants d'évaluation de la qualité de l'eau : le SEQ. Les Agences de l'eau disposent de trois systèmes d'évaluation de la qualité des cours d'eau :
- qualité biologique (SEQ-Bio),
- qualité physico-chimique (SEQ-Eau),
- caractéristiques hydrologiques et morphologiques (SEQ-Physique).

Accès au site internet du SEQ depuis le site du RNDE (voir plus haut).



RNF

Le gestionnaire d'un espace naturel peu réaliser lui-même les mesures physico-chimiques les plus courantes mais, pour la plupart des dosages, il devra faire appel à un laboratoire

1.2. Choisir une méthode de mesure des paramètres abiotiques

1A DESCRIPTION GENERALE DU SITE

1A1. PARAMETRE METEOROLOGIQUES

Des informations générales sont demandées dans la section A (Analyse descriptive) du guide méthodologique des plans de gestion (ATEN, 1998), mais des informations précises sont souvent nécessaires pour l'interprétation des résultats des suivis scientifiques.

1A1.1. Données de Météo France

Les données climatiques sont dans la majeure partie des cas recueillies par les gestionnaires auprès des stations les plus proches de Météo France.

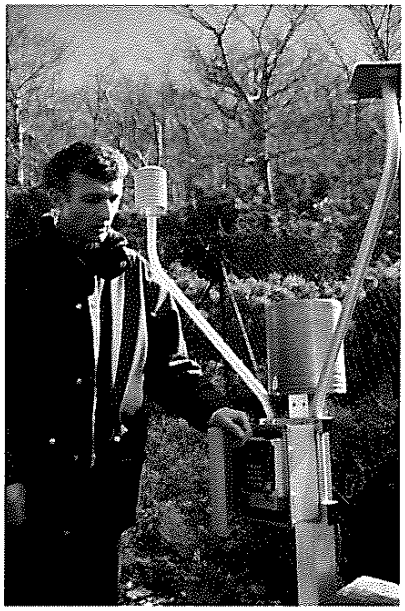
1A1.2. Installation d'une station météorologique

Pour des données précises, utiles à l'évaluation de la dynamique de la faune et de la flore sur le site, des « stations météorologiques » peuvent être installées dans les réserves naturelles (voir photo ci-contre).

Ces stations permettent de recueillir les données climatiques les plus couramment utilisées dans les réserves naturelles :

- LA TEMPÉRATURE (de l'air le plus souvent, mais également du sol). La température est un élément essentiel car elle influe sur l'ensemble des processus physico-chimiques des écosystèmes aquatiques (BEAM, 1995).
- LES PRÉCIPITATIONS (pluviométrie). La pluviométrie est le paramètre le plus important à mesurer dans un programme de suivi global. Sa fluctuation peut être importante pour comprendre l'évolution de la végétation.

Il est aussi possible de mesurer les radiations solaires, à l'aide de Solarimètre ou pyrheliomètre.



V. FERS

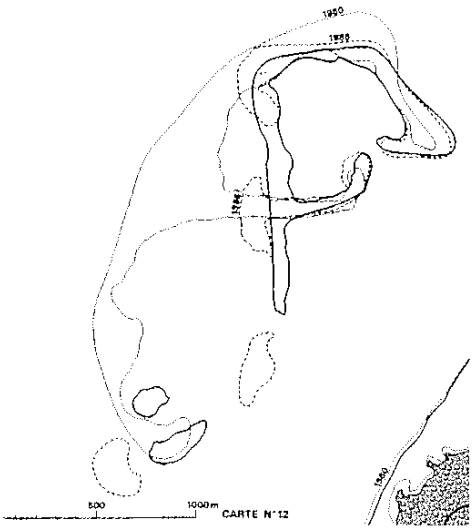
Station météorologique dans la RNN de la Forêt de la Massane

D'autres paramètres peuvent être collectés : averses, brume, nébulosité, niveau d'enneigement, le vent (fort, moyen, faible)...

1A2. TOPOGRAPHIE

Voir Fiche pratique n°1.A

La connaissance topographique d'un site est utile pour connaître la profondeur d'un plan d'eau, estimer des surfaces ou des dénivelés, localiser des transects, positionner des points d'eau (mares temporaires par exemple)... Dans la plupart des cas, une localisation sur une carte IGN précise (1/25000e) est suffisante. Dans d'autres cas, il faut avoir recours à des méthodes complexes et multiples de relevés topographiques, comme les levées avec un niveau ou un théodolite, pour déterminer la position et l'altitude de plusieurs points d'un terrain à partir d'un point connu. Les principales mesures topographiques utiles au gestionnaire sont les mesures de distances horizontales, de distances verticales et de pentes.



Relevés topographiques montrant l'évolution du Banc d'Arguin de 1980 à 1987

La pente :
La pente peut être exprimée en différence d'altitude par unité de distance (par exemple en mètres par kilomètre). Si les distances ont la même unité, on peut exprimer la pente comme un rapport (1/10), une décimale (0,10) ou un pourcentage (10 %).

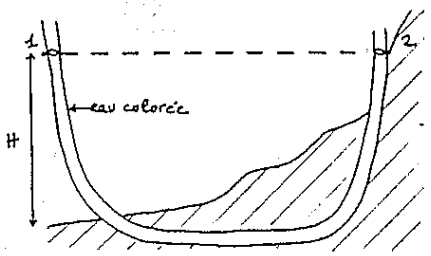
1A2.1. Commande à un géomètre

Pour disposer de données topographiques, on peut commander une étude à un géomètre. Les coûts sont élevés : des cartes topographiques réalisées pour un site de 340 ha, en Camargue (Tour du Valat), avec environ 500 points de mesure, ont coûté environ 1100 €, ce qui revient à environ 30 € par hectare avec 1,5 point par hectare ; les coûts varient avec le nombre de points désirés, le type de mesure, la précision requise...

1A2.2. Mesure à l'aide d'un niveau optique et d'une mire

Il est aussi possible de réaliser les mesures soi-même, de façon rudimentaire, à l'aide d'un matériel peu coûteux et avec un peu de bon sens, ou en louant du matériel plus sophistiqué si l'on a besoin de données plus précises. Il est envisageable d'acheter du matériel performant si l'on envisage de le mettre en commun par exemple avec d'autres gestionnaires. Une fois le niveau bien horizontal, l'opérateur vise à travers l'objectif et la mire positionnée verticalement sur le point choisi.

Les personnes ayant réalisé des mesures sur le terrain s'accordent pour dire que c'est relativement simple, après quelques explications. Une bonne connaissance des règles trigonométriques couplée à une formation d'une ou deux journées (théorie et utilisation du matériel sur le terrain) sont indispensables avant de réaliser les mesures soi-même.



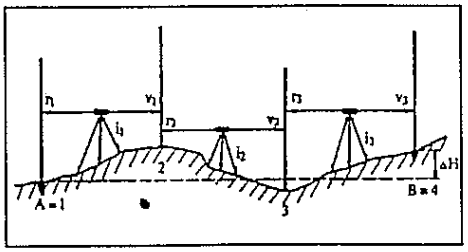
Des « trucs » pratiques et peu coûteux peuvent être suggérés pour réaliser des mesures de hauteurs.
On utilise un tuyau transparent rempli d'eau colorée, deux personnes sont nécessaires
Source : PERENNOU et al. (1999)

1A2.3. Relevés bathymétriques (profondeur d'un plan d'eau)

Dans les réserves naturelles où sont présentes des zones humides, le gestionnaire souhaite parfois connaître les volumes d'eau et le profil du plan d'eau. Il effectue alors des relevés bathymétriques à l'aide d'un baton gradué ou d'une sonde.

Voir Fiche méthode n°1.1

En milieu fluvial, le gestionnaire pourra réaliser des profils en travers (les plus précis, indispensables pour les grands cours d'eau) ou des profils en long (valables pour les petites rivières) afin de connaître la situation d'un tronçon de rivière. L'instabilité de la topographie du fond du lit de très nombreux cours d'eau qui s'enfoncent a des répercussions fondamentales sur les écosystèmes riverains, notamment parce que le niveau des nappes ou de bras latéraux est intimement lié à celui du fleuve. Il est envisageable de comparer des relevés réalisés à différentes dates.



On procède à des mesures successives par étapes de 50-60 mètres pour réaliser un nivellement cheminé, lorsque la distance entre le point d'altitude connue et le point à mesurer est trop grande et que l'on ne peut pas obtenir le degré de précision désiré sur la mire. On insère une mire téléscopique au point origine, et on la déplace à chaque fois. On calcule ensuite les différences de niveaux entre le point d'origine et le point final.
La différence d'altitude entre les points A et B est obtenue en faisant la somme des visées arrières (positives, notées r) et des visées avant (négatives, notées v).
Source : PERENNOU et al. (1999) d'après Livret LEICA (1993).

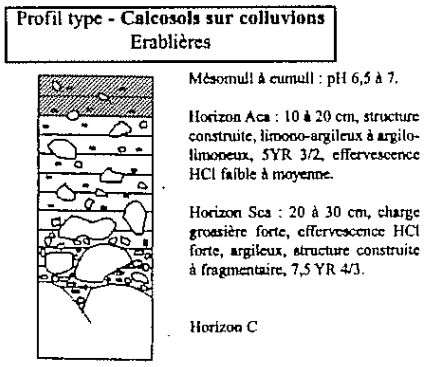
1A3. SOL ET SEDIMENTS

Le sol et les sédiments sont des éléments intégrateurs de l'écosystème. Le sol échange en permanence des éléments avec l'eau, il est ainsi un élément déterminant de la compréhension des substances en solution dans l'eau. Il est une partie de l'environnement naturel et ne peut être compris seulement en relation avec la géologie (la roche mère sur laquelle le sol est développé), le relief, la végétation supportée par le sol et la faune du sol qui y vit, le climat (passé ou présent).

Pour mieux comprendre la répartition de la végétation sur la réserve, le gestionnaire pourra entreprendre de réaliser ou de faire réaliser la cartographie du sol, basée sur l'examen détaillé des profils de sol, par échantillonnage et analyse.

1A3.1. Profils de sol

La réalisation de profils de sol peut être particulièrement intéressante afin de retracer l'historique du site et de mettre en évidence un effet spatial, si l'ensemble des mesures bien réparties sur le site. De tels profils pédologiques peuvent aussi être très utiles lors des analyses chimiques (nutriments par exemple) afin de visualiser l'état du sol et du sédiment et de mesurer un possible effet de la profondeur. La description du sol pourra permettre de mettre en évidence le degré de décomposition de la matière organique ou des anomalies le long du gradient.
Les types d'analyses du sol requises, et le nombre de profil de sol qui ont besoin d'être analysées dépendent des objectifs de la surveillance, du temps et de l'argent disponible, et par dessus tout de l'échelle finale de la carte. En pratique, les profils de sol se font à l'aide d'un carottier transparent (plexiglas) par exemple de 4 à 10 cm de diamètre et de 60 cm à 1 m de longueur. Les tubes sont percés de deux trous tous les 4 cm. Avant le prélèvement, les trous sont recouverts d'un ruban adhésif.



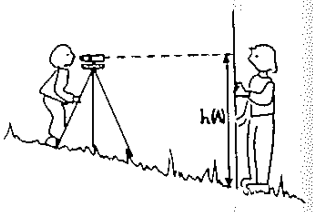
Profil de sol (RNN Grand Pierre et Vitain). Un profil pédologique est constitué de plusieurs horizons : l'horizon A, désignant la partie apauvrie du sol ; l'horizon B désignant la zone d'accumulation où se déposent les éléments enlevés en A ; l'horizon C désignant la roche mère.
Source : Acte du colloque « la gestion des pelouses calcicoles », Blois (1999)

Fiche pratique n°1.A

Le matériel de mesures topographiques

Les mesures de pentes, d'altitudes sont effectuées sur le terrain à l'aide d'un matériel particulier.
Mesurer une distance horizontale
Cette méthode peut s'effectuer avec :
- un télémètre : cet instrument relativement peu coûteux possède un focus qui se fait entre l'image visée et l'outil,
- un ruban gradué,
- un clinomètre ou un théodolite.

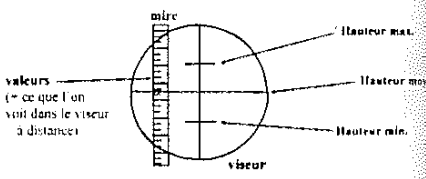
Mesurer une pente
Cela peut se faire avec un simple niveau ou un clinomètre.
Mesurer une hauteur ou altitude
Ces mesures peuvent être réalisées avec un niveau ou un théodolite. Le niveau équivaut à une lunette fixée dans le plan horizontal, tandis que le théodolite, instrument qui permet de mesurer les angles horizontaux et verticaux ainsi que les distances, peut être incliné. Les deux sont installés sur un trépied.



Mesure de la dénivelée. La valeur h (A) lue sur la mire représente la hauteur de visée par rapport au sol au niveau du point A

On peut réaliser la mesure à partir d'un point d'altitude connue, par exemple les bornes I.G.N., en plaçant le niveau à mi-distance entre les deux points visés.
Localiser des points sur un plan
Avec deux mires, deux points connus sur une carte et une boussole à visée, on peut localiser un point sur une carte (triangulation).

Pour en savoir plus : PERENNOU et al. (1999).
http://geosciences.geol.u-psud.fr/Objectifterre/topometrie/niveau/topoINDEX.html



Exemple de mesure de visée dans le niveau.

Fiche pratique n°1.B

Description d'un profil de sol (les paramètres mesurés).

Il s'agit de réaliser une description détaillée horizon par horizon, donnant la profondeur en centimètre, la couleur, la texture, la consistance, les pores, la contenance de matériel grossier (comme les fragments de roche, modules de minerai de fer, etc.), la nature des limites avec l'horizon plus bas, et le pH du sol.
Selon CLARKE (1986), une description d'un profil de sol doit comprendre :
- des INFORMATIONS SUR LE SITE incluant sa localisation, altitude, position physio-géographique, la végétation, l'utilisation, le climat, la pente, et une BRÈVE DESCRIPTION GÉNÉRALE des caractéristiques essentielles du site en quelques mots,
- LA COULEUR du sol : définie en utilisant une charte de couleur.
- LA TEXTURE du sol : indique la proportion en pourcentage des constituants du sol (sable, limon, argile). Elle est estimée sur le terrain et peut être confirmée en laboratoire.
- LA STRUCTURE du sol : mode d'assemblage des constituants du sol (grumeleuse, particulaire, compacte). Elle se réfère à l'aggrégation naturelle des particules de sol qui forment des miettes, granules, blocs, lamelles...
- LA POROSITÉ du sol : ensemble des espaces lacunaires qui se remplit d'eau ou d'air. Elle est habituellement décrite en terme d'abondance de pores (peu, commun, beaucoup et taille, et information complémentaires : orientation, distribution, morphologie et continuité). On la donne en % du volume total de terre.
- L'HUMIDITÉ du sol : influencée par la matière organique, la texture, la structure, la profondeur et la contenance de matériel grossier comme les graviers ou roches.
- MESURE DE PARAMÈTRES CHIMIQUES :

pH du sol : peut être mesuré sur le terrain en utilisant des indicateurs de couleur ou pHmètres portables, et peuvent être confirmés à partir des échantillons sélectionnés, en laboratoire.
Matières organiques contenues : peut être estimé sur le terrain, mais une confirmation est nécessaire en laboratoire. La capacité d'échange des cations du sol est une propriété fondamentale relative à la matière organique contenue, le type et la quantité d'argile.
Salinité ou alcalinité : peut être détectée sur le terrain par la nature de la végétation, et déterminée en laboratoire en mesurant la conductivité.
- On notera également des informations sur la végétation et l'utilisation du sol.

1A3.2. Tamisage du sol et des sédiments (granulométrie)

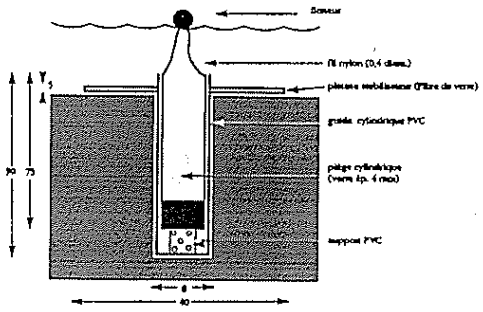
La granulométrie fait partie des caractéristiques physiques propres à la texture et à la structure minérale (RAMADE, 1998). Elle correspond à la distribution de la taille de ses grains constitutifs (répartition des particules en différentes classes de taille). Cette granulométrie conditionne la porosité du sol et ainsi sa capacité de rétention de l'eau et son oxygénation.

On appelle analyse granulométrique du sol l'analyse consistant à classer les éléments du sol d'après leur grosseur et à déterminer le pourcentage de chaque fraction.

Les valeurs de la granulométrie peuvent être utilisées pour interpréter d'autres mesures et comprendre la dynamique de l'écosystème. La granulométrie du sol ou des sédiments est le reflet de l'hydrodynamisme. Elle conditionne la biocénose. Par exemple, plus le sédiment est fin, plus la fixation de nutriments sur les particules est élevée, d'où risques accrus d'eutrophisation et d'anoxie. Un milieu à sédiments fins (argiles et limons) devra donc être surveillé plus attentivement qu'un sédiment grossier (sables et graviers).
La granulométrie est obtenue par le tamisage sur une colonne de tamis de mailles décroissantes du haut vers le bas. La séparation se fait par agitation et gravimétrie. Cette opération peut être effectuée à sec ou en présence d'eau. Le refus de chaque tamis est séché et pesé. L'analyse peut également être effectuée automatiquement en laboratoire avec les ultra-sons. Les résultats sont le plus souvent exprimés en pourcentages cumulés.

Les sédiments fins dominent surtout dans les zones de faible turbulence (deltas, bras morts de rivières...), propices à leur dépôt (PERENNOU et al., 1999).

La texture, la structure du sol, ainsi que sa composition ne peuvent s'apprécier justement par observation et nécessite des analyses dans un laboratoire.
La texture se définit par l'analyse granulométrique à partir de deux échantillons, l'un de 0 à 35 cm, l'autre à 50 cm.

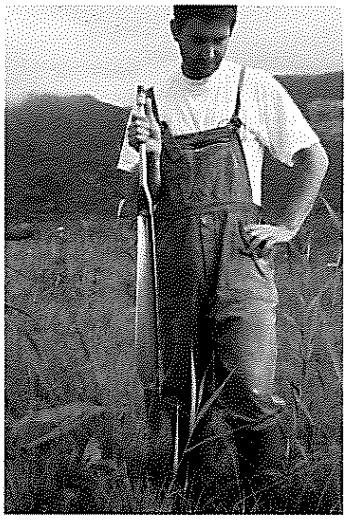


1A3.3. Taux de sédimentation

La mesure du taux de sédimentation permet d'estimer la vitesse de dépôt de sédiments et donc de prendre en compte les risques de comblement à long terme. Elle est mesurée à partir de pièges à sédiments permettant une évaluation précise et fiable (GIRAUD,1988 et 1992). Cependant il n'existe pas de méthode standard applicable à toute zone humide (voir aussi PERENNOU *et al.*, 1999).

D. LANGLOIS

Réalisation d'un relevé pédologique dans la RNN du Ravin de Valbois


F. DARINOT

Carottier pour l'analyse des horizons d'une carotte de tourbe dans la RNN du Marais de Lavours

L'accès aux données de la banque HYDRO se fait par demande aux SEMA (Service des Eaux et des Milieux Aquatiques des DIREN), voire aux Agences de l'eau. EDF possède également 500 stations de mesures de débits dont 100 sont intégrées à la banque HYDRO.

1B DESCRIPTION FONCTIONNELLE DU MILIEU

1B1. CONTEXTE HYDROGEOLOGIQUE

L'étude du contexte géologique et hydrogéologique est primordial à la compréhension du fonctionnement des zones humides.

1B1.1. Cartographie du réseau hydrographique

Le réseau hydrographique est un élément important du milieu naturel. Une cartographie est souvent utile pour comprendre le fonctionnement de la réserve naturelle au sein du bassin versant. Elle pourra être réalisée à partir de sources cartographiques (IGN...), de photographies aériennes et de visites sur le terrain.

1B1.2. Analyse du contexte géologique

La plus ou moins grande perméabilité de la roche mère influe sur le réseau hydrographique. Elle renseigne sur les possibilités d'infiltration de l'eau dans la roche. L'analyse pourra être réalisée à partir d'une carte géologique.

1B2. BILAN HYDROLOGIQUE

Le calcul du bilan hydrologique s'effectue en mesurant les quantités d'eau entrant et sortant des zones humides. Il permet de mieux comprendre les causes de changement dans le milieu (ou au moins d'établir des hypothèses).
Le bilan mensuel est obtenu en retranchant les sorties des entrées. Il est positif lorsque le stock d'eau contenu dans le bassin a augmenté au cours du mois considéré.

V. FIERS

Pluviographe utilisé dans la RNN de Vesle et Caumont

1B2.1. Pluviométrie

Les fluctuations de la pluviométrie peuvent être importantes pour comprendre l'évolution de la végétation. La pluviométrie se mesure avec un pluviographe. L'étude de la pluviométrie ne doit pas être limitée à une seule station, notamment dans les grands sites, car la pluie présente, à toutes les échelles, des variations spatiales qui peuvent être significatives.
Météo France gère, en association avec les ministères de l'Environnement et de l'Agriculture, les agences de l'eau et EDF, la banque PLUVIO qui regroupe les données pluviométriques (hauteurs de pluie) de plusieurs stations (voir page 14).

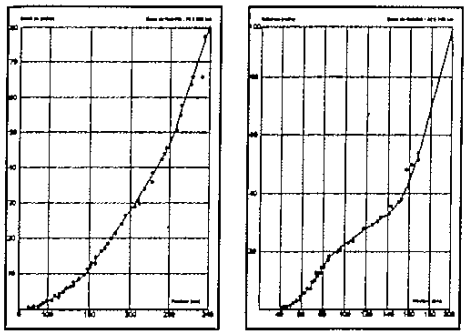
Le bilan hydrologique annuel à l'échelle d'un bassin versant topographique peut s'exprimer de la façon suivante :

$$P = Q + ETR + I$$

avec :
P : Précipitation pendant la période considérée
Q : Ecoulement durant la période considérée.
ETR : Evapotranspiration réelle pendant la période considérée.
I : Infiltration.

1B2.2. Evapotranspiration

L'évaporation à partir des sols et des surfaces d'eau libre et la transpiration des végétaux constituent un terme fondamental du bilan hydrologique des bassins hydrologiques. Cette grandeur ne se mesure pas directement. Elle est estimée à partir de l'évapotranspiration potentielle (ETP), elle-même calculée par des formules plus ou moins empiriques (formule de Pennman) à partir de diverses grandeurs météorologiques (température, vent, ensoleillement, humidité de l'air). Elle représente la quantité d'eau qui serait restituée à l'atmosphère par un sol et une végétation bien alimentés en eau. L'évapotranspiration réelle (ETR) ou potentielle (ETP) peut être approchée de manière plus ou moins précise et sur des échelles de temps variant du jour à l'année. L'évapotranspiration peut se mesurer à l'aide de bacs d'évaporation. Il est difficile de calculer l'évapotranspiration et les entrées/sorties d'eaux souterraines.



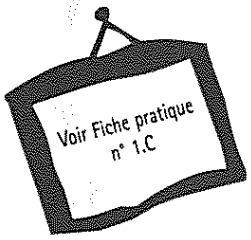
Courbes de tarage. Source : MICHELOT et al. (1996)

1B2.3. Mesure des débits des cours d'eau

Le débit d'un cours d'eau est le volume d'eau écoulé en une seconde par ce cours d'eau (généralement exprimé en litres ou mètres cube par seconde). Il est le produit de la section du cours d'eau et de sa vitesse. La difficulté de cette mesure réside dans la détermination de la vitesse moyenne du cours d'eau, car cette donnée n'est pas uniforme sur toute la section mouillée. Le choix d'une méthode de mesure du débit est conditionnée par divers facteurs, en particulier :
- la configuration du site et les conditions d'écoulement,
- le matériel de mesure et le temps disponibles,
- le nombre de personnes pouvant participer à la mesure,
- la précision que l'on souhaite obtenir.

On peut mesurer le débit à l'aide d'un débimètre (système électronique de mesure), mais ce matériel est très coûteux et son utilisation ne se justifie pas dans les espaces naturels.
La technique usuellement utilisée consiste à mesurer en continu la hauteur d'eau par une station hydrométrique et à corréler cette hauteur au moyen d'une courbe de tarage (relation entre cette hauteur et le débit) établie grâce à des jaugeages effectués à différentes hauteurs et dates. Ce jaugeage consiste à effectuer une mesure instantannée de débit. Une station de jaugeage peut être définie comme l'ensemble des dispositifs utilisés en un point d'un cours d'eau pour permettre d'en déterminer le débit à tout instant à partir du repérage du niveau de l'eau à l'aide d'un limnimètre ou à partir de l'enregistrement limnigraphique des variations du niveau comptées depuis une origine quelconque repérée sur le limnimètre (ANDRE. *et al.*, 1976). La réalisation de nombreux jaugeages en un même point, pour des débits variés, permet d'établir une courbe hauteur-débit (ou courbe de tarage, voir figure page ci-contre). Certaines rivières n'ont pas de courbe de tarage : l'ensemble des points étant un nuage.

Il existe de nombreuses méthodes pour la mesure des débits (BRAVARD *et al.*, 1997). On peut mesurer les volumes oscillants à partir des variations de surface d'un plan d'eau dont la topographie a été déterminée (TRIPLET *et al.*, 1998).



Dans la RNN du Girard : Le Service Hydrologique Centralisateur (SHC) gère l'imposante masse d'informations qui provient de l'ensemble des capteurs du réseau hydrologique du bassin. Les données sont très nombreuses et recensées par des stations fixes. Le gestionnaire peut ainsi obtenir la moyenne des débits, les informations sur les crues.

1B3. MESURE DES NIVEAUX D'EAU

Les niveaux d'eau de surface et des eaux souterraines sont des données élémentaires indispensables pour une bonne compréhension du fonctionnement d'une zone humide (répartition des espèces animales et surtout végétales). Il s'agit de mesures simples et peu coûteuses facilement mesurables par le gestionnaire.

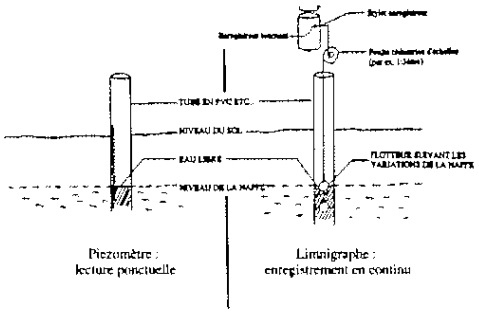
Pour en savoir plus consultez les Services Géologiques Régionaux du BRGM (informations piézométrie et hydrochimie) et les références bibliographiques suivantes : MICHELOT et al. (1996) et PERENNOU et al. (1999).

1B3.1. Pose d'échelle limnimétrique (niveaux d'eau de surface)

L'enregistrement de la hauteur d'eau dans les mares, étangs et cours d'eau nécessite la mise en place d'échelles limnimétriques ou de mire. D'autres systèmes permettent la mesure et l'enregistrement automatique et en continu des niveaux d'eau (le limnigraphe) ou plus simplement l'enregistrement des hauteurs maximales et minimales.

1B3.2. Pose de piézomètre (niveaux d'eau souterraines)

La pose de piézomètre est nécessaire pour connaître les niveaux d'eau supérieurs de la nappe phréatique et pour mesurer certains paramètres physico-chimiques (salinité, taux de nutriments et d'éléments polluants, pH, etc.) qui alimentent et influencent une zone humide donnée. Un réseau de piézomètres judicieusement placés et suivis sur plusieurs années permet de mieux comprendre le fonctionnement hydrologique de la réserve naturelle.



Le niveau de l'eau mesuré est le niveau piézométrique, c'est-à-dire l'énergie de l'eau de la nappe par rapport à une référence que l'on se fixe, due à la pression de l'eau dans le cas d'une nappe captive ou semi-captive. Ce niveau peut correspondre à la cote réelle de l'eau en cas d'une nappe libre. En zone littorale, il peut également y avoir un effet dû à l'élévation du niveau marin sur la côte lors des marées ou des tempêtes.

1C ANALYSE DE LA QUALITE PHYSIQUE DE L'EAU

1C1. MATIERES EN SUSPENSION

La matière en suspension est l'ensemble des particules minérales et organiques présentes dans une eau. Les matières en suspension sont étroitement liées à la turbidité et en sont la principale cause. L'eau peut être qualifiée de limpide, peu trouble, trouble ou très trouble.

<u>Les nuisances dues aux MES sont de deux types :</u>
- Action mécanique conduisant (à forte concentration) à la formation de sédiments, à l'augmentation de la turbidité de l'eau, ce qui limite la pénétration des rayonnements. La turbidité est déterminante dans le développement des peuplements végétaux du fond des plans d'eau et a de ce fait un effet sur la production primaire des eaux pouvant provoquer la mort des poissons.
- Action chimique, les MES nécessitant de l'oxygène pour leur métabolisation.

Fiche pratique n°1.C

Les méthodes de jaugeage.

Le jaugage capacitif - Mesure directe du volume par unité de temps

Ce jaugeage consiste à effectuer une mesure instantanée de débit au moyen de systèmes de contrôle artificiels tels que les déversoirs et les canaux jaugeurs (GREGORY *et al.*, 1985). Le déversoir compte parmi les plus simples et les plus anciens appareils de mesure du débit. Cette méthode "par capacité" consiste à mesurer le volume d'eau qui s'écoule au travers d'une section du cours d'eau pendant un temps donné. Elle s'applique à un flux faible et canalisé. On peut aussi mesurer le temps que met le récipient, de volume connu, à se remplir de l'eau coulant du déversoir.

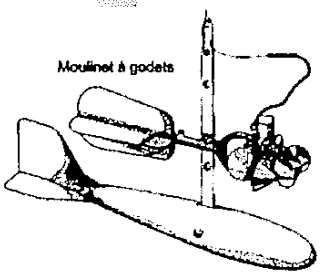
Exemple de jaugeage capacitif au seau.

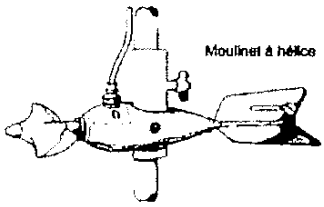
Le jaugage par exploration du champ des vitesses

La méthode « par exploration du champ des vitesses » consiste à déterminer le débit en multipliant la section transversale du cours d'eau que l'on étudie par la vitesse d'écoulement de l'eau. La vitesse du courant est estimée avec :

- un MOULINET HYDROMÉTRIQUE.

Le moulinet est placé sur un support mobile. Le nombre de rotations de l'hélice permet d'estimer la vitesse du courant. Dans la plupart des cas, un moulinet hélicoïdal est plongé dans le cours d'eau, face au courant. Lorsque la configuration le permet, sur les petites rivières, le moulinet est monté sur une perche, et l'opérateur effectue la mesure en entrant dans la rivière. Ces points sont disposés sur des verticales du fond à la surface de l'eau libre.





Le moulinet est un instrument qui mesure la vitesse du courant grâce à une hélice calibrée dont le nombre de révolutions dépend de la vitesse du courant.

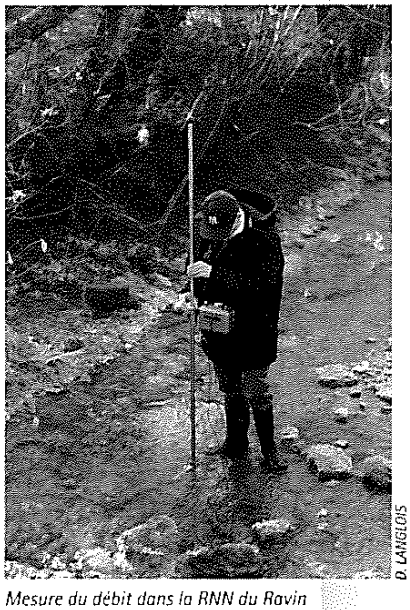
Pour que les résultats soient fiables, le jaugeage doit s'effectuer dans une section stable du cours d'eau. Il est donc réalisé dans un secteur rectiligne qui présente un lit calibré et une section régulière où les vitesses sont constantes pour une même hauteur d'eau. Les relevés de vitesses sont effectués en de nombreux points sur plusieurs verticales de la section mouillée.

En général on réalise entre 5 et 15 verticales selon la hauteur d'eau et la distribution des vitesses. Aux endroits où les régimes d'écoulement sont réguliers et laminaires, les points de mesure peuvent être espacés. La vitesse moyenne est ensuite calculée.

- un COURANTOMÈTRE À HÉLICE.

Cette méthode a l'avantage d'être efficace même pour les faibles débits, mais elle est coûteuse (environ 1300 €).

- ou simplement À L'AIDE D'UN FLOTTEUR ET D'UN CHRONOMÈTRE, solution de moindre coût. La mesure repose sur le temps mis par un flotteur pour parcourir une distance définie. Cette méthode est facile à mettre en œuvre et ne nécessite pas de matériel particulier.



D. LANGLOIS

Mesure du débit dans la RNN du Ravin de Valbois

Le jaugeage chimique

La méthode consiste à injecter en une section A d'un cours d'eau, une solution de concentration c connue, puis à doser l'évolution de la concentration en cette solution dans une section avale B. On en déduit alors le débit. Généralement, ces méthodes consistent à injecter dans le cours d'eau un corps en solution telle une solution salée (BROWNE *et al.*, 1978).

1C1.1. Utilisation du disque de Secchi

Le disque de Secchi constitue un moyen simple mais obsolète pour mesurer la transparence (turbidité) de l'eau et donner des indications sur la charge d'une rivière ou d'un plan d'eau en matières minérales ou en plancton (MICHELOT *et al.*, 1996). Ce disque n'a jamais été normalisé mais il a généralement un diamètre de 30 cm et il est couvert de peinture blanche. Le disque est descendu dans l'eau jusqu'à ce qu'il disparaisse et l'on note la profondeur de disparition. Cette technique a été développée par A. Secchi en 1866 (TYLER, 1968). La valeur obtenue peut être reliée au contenu en chlorophylle a de la colonne d'eau (voir page 29) et fournir ainsi des indications sur l'évolution de la production phytoplanctonique grâce aux enregistrements anciens. Si l'opération est répétée, elle doit être réalisée par le même observateur.

1C1.2. Mesure de la conductivité

La conductivité électrique est proportionnelle à la quantité de sels dissous et donne une bonne appréciation des matières en suspension (MES). En effet, dans les eaux naturelles qui constituent des solutions peu concentrées en sels minéraux, pratiquement tous les éléments dissous sont ionisés et contribuent donc à la conductibilité d'une eau, c'est-à-dire à son aptitude à conduire le courant électrique (MERIGNON *et al.*, 1999).

Voir aussi Fiche méthode n°1.4 et pages 24 et 27

1C1.3. Mesure en laboratoire

Les mesures de M.E.S. peuvent être effectuées en laboratoire par pesée à l'aide d'une balance de précision après filtration sur fibre de verre (ou une membrane filtrante susceptible de retenir toutes les particules de taille supérieure à 0,5 µm) sous vide ou sous pression afin de retenir le matériel particulaire, puis séchage à l'étuve à 105°C /120 °C. Le résidu déposé sur le filtre est pesé. La différence de poids permet de déterminer la masse sèche de MES dans le volume filtré. Les résultats sont exprimés en mg/l. Les procédures sont décrites dans AMINOT et CHAUSSEPIED (1983).

1C2. MESURE DE LA TEMPERATURE DE L'EAU

La température de l'eau est un facteur important de la vie d'un cours d'eau. Ce facteur joue un rôle primordial vis à vis de l'oxygénation des milieux aquatiques. En effet, une température élevée favorise la désoxygénation de la colonne d'eau. D'autre part, des températures trop froides limitent le développement des organismes aquatiques. Dans certains cas, elle peut être un indicateur des changements de régime hydraulique, par exemple dans les zones humides alimentées par des sources d'une température très différente de celle des eaux de surface. La température de l'eau est un indicateur très ponctuel compte tenu de sa variabilité temporelle. Les mesures instantannées de la température ne peuvent donner qu'une idée assez vague du régime thermique des cours d'eau, si des mesures de maxima et de minima au cours d'une journée et de suivi aux différentes saisons ne sont pas effectuées (MICHELOT *et al.*, 1996). Les appareils de mesure physicochimiques permettent tous de mesurer la température de l'eau.

V. FERS

Thermomètre utilisé dans la RNR de la Tourbière de Vred

1D ANALYSE DE LA QUALITE CHIMIQUE DE L'EAU OU DU SOL

1D1. MESURE DU PH

Le pH est un paramètre descriptif de l'écosystème. Cette mesure est très importante car la valeur du pH conditionne un grand nombre d'équilibres physico-chimiques. La valeur du pH détermine de nombreux et importants aspects de la structure et de l'activité des macromolécules biologiques et, de ce fait, de la vie des cellules et des organismes.
Ce paramètre dépend de l'activité photosynthétique et du courant. Il peut varier beaucoup au cours d'une même journée, mais il donne une approximation suffisante de l'acidité de l'eau. Il est donc important de noter l'heure à laquelle sont effectuées les analyses, et si possible de les renouveler à heure constante

La mesure du pH du sol est à faire en diluant une quantité fixe de terre dans de l'eau distillée par exemple. Il est possible de le mesurer sur les sédiments (PERENNOU et al., 1999).

multi-paramètres étanche

La plupart des sondes multiparamètres permettent de mesurer le pH. Il existe des appareils que l'on plante directement dans le sol.

Un fichier, tenu à jour, des différentes corrections permet de suivre le vieillissement de l'électrode du pHmètre.

(MICHELOT *et al.*, 1996). Des fluctuations sensibles (+- 1 unités) traduisent un déséquilibre provoqué par des apports extérieurs (eaux polluées minéralisées) mais aussi une richesse en phytoplancton dans les eaux très eutrophes.

1D1.1. Utilisation de papier pH

Le papier pH permet une détermination approchée, simple, rapide et de faible coût, du pH d'une solution. Il se présente sous la forme d'un ruban de papier filtre coloré maintenu dans une boîte. Cependant, ses principaux inconvénients sont l'inexactitude de mesure, à cause de la largeur de la zone du virage de l'indicateur coloré et de la subjectivité d'appréciation des couleurs par l'utilisateur. Mais si les mesures sont moins précises qu'avec un pHmètre, elles peuvent être suffisantes dans certaines situations. Cette méthode de détermination du pH est difficile à utiliser dans les milieux troubles.

1D1.2. Utilisation d'un pHmètre

Dans les laboratoires, le pH d'une solution se mesure avec un pHmètre. Cette méthode utilise une chaîne de mesure composée : d'un pHmètre, d'une électrode combinée ou d'une électrode de verre associée à une électrode de référence, d'une sonde de température, de solutions étalons de valeur de pH connus. L'utilisateur ne doit pas oublier que la fiabilité de l'ensemble des mesures repose en grande partie sur la qualité des solutions étalons. La mesure du pH se fait à 20°C. Cette mesure, apparemment simple est en fait délicate à mettre en œuvre pour obtenir des valeurs correctes et comparables. Si l'eau doit être stockée, on se conformera au protocole défini avec le laboratoire tant pour le stockage que pour les corrections de température.
Des électrodes fiables sont très coûteuses et un appareil précis coûte de l'ordre de 150 €.
Pour les eaux de surface, les mesures seront faites immédiatement après le prélèvement. Si la mesure est faite en atmosphère humide, on choisira des électrodes à amplificateur intégré et à gel plutôt qu'électrolyte liquide (ce qui implique un renouvellement au moins annuel de l'électrode).

1D2. MESURE DE LA MINERALISATION (SELS MINERAUX)

Le degré hydrotimétrique s'exprime en degré français (°F). Un degré français correspond à la dureté d'une solution contenant 10 mg/l de CaCO3. Un °F équivaut à 4 mg de calcium par litre et à 2,4 mg de magnésium par litre.

1D2.1. Mesure du TH (Dureté de l'eau)

Le degré (ou titre) hydrotimétrique (TH) est un indicateur de la minéralisation de l'eau. Il correspond à la somme des concentrations en cations métalliques à l'exception des métaux alcalins et de l'ion hydrogène. Il correspond à la dureté d'une eau et est surtout proportionnel à la concentration en calcium et magnésium auxquels s'ajoutent quelquefois les concentrations en fer, aluminium, manganèse et strontium. Les mesures sont effectuées par détermination titrimétrique : lecture directe sur un photomètre multiparamètre.

La richesse en minéraux de l'eau est fonction de la composition des sols qu'elle traverse. Naturellement, une eau sur substrat calcaire présente une conductivité plus importante qu'une eau sur substrat acide.

1D2.2. Mesure de la conductivité

Une augmentation sensible de conductivité électrique traduit une pollution minérale. Elle est d'autant plus élevée que l'eau est riche en sels minéraux (degré de minéralisation d'une eau dépendant de la richesse en éléments dissous). Sa mesure permet de déceler immédiatement une variation de la composition de l'eau. Elle est mesurée à l'aide d'un conductimètre. La mesure s'effectue en immergeant dans la solution une cellule de mesure comportant deux électrodes de platine. Elle est donnée à 20°C.
Elle peut aussi être influencée par le débit, la température de l'eau, la photosynthèse, l'activité métabolique du sédiment, mais également de façon artificielle par les rejets industriels ou domestiques.

La conductivité est généralement mesurée en micro-Siemens par cm (µS/cm), approximativement la valeur en µS/cm correspond à la salinité en mg/l. On utilise également la résistivité, inverse de la conductivité, mesurée en ohms.cm (= 1 000 000 / conductivité (en µS/cm).

1D3. QUANTIFICATION DE LA MATIERE ORGANIQUE

L'oxydation des matières organiques s'effectue, dans les milieux naturels, par l'intermédiaire de micro-organismes. Cette activité consommatrice d'oxygène est à l'origine de l'auto-épuration des eaux. La valeur indicatrice de la teneur en matière organique permet d'évaluer les risques de dystrophie. Le dosage des matières organiques s'exprime en quantité d'oxygène nécessaire à leur oxyda-

tion à partir d'un oxydant commun. En fait, il est très difficile de doser quantitativement les matières organiques, leurs composés s'oxydant plus ou moins complètement. La DCO (Demande Chimique en Oxygène), l'oxydabilité à froid et le carbone organique sont des tests utilisés pour apprécier globalement la quantité de matière organique présente dans le milieu.

1D3.1. Mesure directe de l'oxygène dissous

L'oxygène dissous constitue un paramètre déterminant de la qualité biologique d'une eau car il est essentiel à la vie animale (respiration) et à la dégradation de la matière organique (oxydation). La présence d'oxygène dissous dans les eaux de surface joue un rôle primordial dans le maintien de la vie aquatique et dans l'auto-épuration (MICHELOT *et al.*, 1996). La mesure des fluctuations du taux d'oxygène est donc révélatrice de déséquilibres potentiels du milieu.
L'oxygène dissous voit sa concentration varier dans l'eau en fonction de nombreux facteurs tels que la température, la pression atmosphérique, l'agitation des eaux, la teneur en sel dissous.
C'est un indicateur très ponctuel compte tenu de sa variabilité temporelle (fortes variations selon la saison et l'heure de mesure). Elle dépend également des activités biologiques (et donc de l'abondance de végétaux aquatiques) et biochimiques donc de l'activité photosynthétique et de l'heure à laquelle la mesure a été effectuée. Dans des milieux fortement végétalisés, il peut prendre des valeurs nulles pendant la nuit (respiration des végétaux) et dépasser dans la couche photique le seuil de saturation lorsque l'ensoleillement est maximal (vers midi heure solaire).
L'oxygène dissous est mesurée à l'aide d'un oxymètre électrique ou des appareils multiparamètres.
Il est possible de réaliser un profil température/oxygène en fonction de la profondeur d'un plan d'eau, en enregistrant tous les 10 cm entre le fond et la surface à l'aide d'une sonde.

La matière organique est présente sous forme dissoute et sous forme solide. Sous forme solide, elle constitue une partie des matières en suspension.

Les excès de matière organique entraînent une diminution de l'oxygène dissous dans les sédiments ce qui change les conditions de vie pour les animaux. Des taux très faibles (ex : < 5 mg/l) traduisent une utilisation de l'oxygène pour la minéralisation de matières organiques et donc un déficit pour la respiration des organismes vivants (ex : poissons, d'où risques de mortalités estivales).

1D3.2. Mesure du potentiel d'oxydoréduction (redox)

Le potentiel rédox (ou degré d'oxydo-réduction) traduit un ensemble de processus chimiques et biologiques, liés à la dégradation de la matière organique par des micro-organismes. Il mesure la quantité d'oxygène libre dans un sol ou une solution et traduit ainsi la demande chimique et biologique en oxygène. Dans le milieu naturel, il témoigne de l'enrichissement en matière organique. Il permet de réaliser le diagnostic des conditions d'oxygénation de l'eau et du sol et de mesurer le seuil en dessous duquel le milieu est réducteur et donc anaérobie. C'est un indicateur de la quantité de matières organiques et des processus de leur dégradation.
Dans le sol, la prise de mesures peut se faire à plusieurs profondeurs afin de réaliser des profils de demande en oxygène.
Les mesures sont prises sur le terrain à l'aide d'un Eh-mètre muni d'une électrode de platine et d'une électrode de référence (hydrogène ou chlorure d'argent). Les électrodes sont placées dans deux trous au même niveau et on obtient après équilibrage (qui peut prendre de quelques minutes à quelques heures !) le résultat par lecture directe en mV. Des ajustements peuvent être nécessaires afin d'exprimer les résultats par rapport à l'électrode à hydrogène.
Cette mesure reste souvent délicate en raison de problèmes de mesures (contamination du platine par des sulfures, perturbation du sédiment pendant l'échantillonnage, entrée possible d'oxygène le long de l'électrode).

Le redox peut constituer une mesure empirique et opérationnelle de la qualité d'un sédiment (CEMAGREF/LARE, 1993). Dans le cas de mesures sur les sédiments, plus la couche oxydée est faible (dont le redox est positif), plus le risque de manque d'oxygène (anoxie) est élevé en cas de remise en suspension des sédiments.

1D3.3. La demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 ou Demande Biologique en Oxygène sur 5 jours, représente la quantité d'oxygène nécessaire aux micro-organismes pour oxyder (dégrader) l'ensemble de la matière organique d'un échantillon d'eau pendant 5 jours. Deux échantillons sont nécessaires : le premier sert à la mesure de la concentration initiale en O_2, le second à la mesure de la concentration résiduaire en O_2, 5 jours plus tard. Pendant ces 5 jours d'attente, l'eau est placée à 20 °C et à l'obscurité. La DBO5 est la différence entre ces deux concentrations.
Ce paramètre constitue un bon indicateur de la teneur en matières organiques biodégradable d'une eau. Cette mesure est davantage utilisée pour les eaux très chargées (eaux usées) que pour les cours d'eau (MICHELOT *et al.*, 1996). Dans le

La détermination en laboratoire selon les normes en vigueur des paramètres relatifs aux matières organiques présentes dans l'eau (COT, DCO, DBO), nécessite le plus souvent la mise en œuvre de protocoles lourds comportants des phases de préparation d'échantillon et d'analyse plus ou moins complexes.

milieu naturel, les conséquences de la DBO5 sont un appauvrissement du milieu en oxygène dissous, qui peut conduire à l'asphyxie des êtres vivants.
voir aussi DIDES (1997).

La DCO est un des paramètres déterminants du contrôle de la qualité des eaux de rivières puisque des valeurs supérieures à 10 mg/l interdisent la production d'eau potable.

1D3.4. La demande chimique en oxygène (DCO)

La Demande Chimique en Oxygène (DCO) correspond à la quantité d'oxygène nécessaire pour oxyder la totalité de la matière organique contenue dans un échantillon d'eau. Elle désigne la concentration en polluants inorganiques et (ou) organiques qui ne peuvent être biodégradés par les micro-organismes aérobies des biotopes aquatiques. La DCO permet d'apprécier la concentration en matières organiques ou minérales dissoutes ou en suspension dans l'eau, au travers de la quantité d'oxygène nécessaire à leur oxydation.
On évalue la quantité d'oxygène (en mg/l), utilisée par les réactions d'oxydation, à partir de la mesure du réactif au bout de 2 heures. Une analyse chimique (oxydation par le bichromate de potassium à haute température) est utilisée pour évaluer la quantité de matières organiques.

1D3.5. L'oxydabilité à froid

L'oxydabilité à froid s'appuie sur le même principe que la DCO. Il s'agit d'une mesure chimique de l'oxygène utilisée par la réduction par les matières organiques du permanganate de potassium. Cette méthode est utilisée pour les eaux peu chargées (eau de rivière). On parle alors d'indice permanganate ou oxydabilité au permanganate. Cet indice donne une bonne appréciation de la quantité de matière organique dégradable. L'oxydabilité est exprimée en mg d'oxygène par litre. Les valeurs généralement considérées comme satisfaisantes dans les milieux naturels sont inférieures à 10 mg/l.
Les méthodes de référence (méthodes colorimétriques) sont exposées en détail par AMINOT et CHAUSSEPIED (1983).

D. LANGLOIS

Mesure de la qualité de l'eau à l'aide d'une sonde multiparamètres dans la RNN du Ravin de Valbois

1D3.6. Carbone organique total (COT)

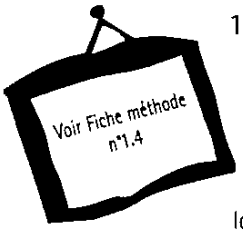
Le Carbone Organique Total (COT) est une autre évaluation de la matière organique. Il correspond à la quantité totale de matières organiques présentes en solution ou en suspension dans une eau.
Les protocoles d'analyses sont ceux développés dans le laboratoire responsable des mesures : mesure par détecteur infrarouge du gaz carbonique formé après gazéification à 900 °C (C. total) et à 150 °C (C. Minéral), la différence donnant le C. organique total (COT).

L'alcalinité est la capacité d'un milieu aqueux à réagir avec les ions hydrogènes.

1D4. MESURE DE L'ALCALINITE (TA-TAC)

L'alcalinité totale dose les bicarbonates (HCO^{3-}), les phosphates ($PO4^{3-}$), les silicates (SiO^{3-}) ainsi que l'ammoniaque libre (NH_4OH). L'alcalinité repose principalement sur les proportions de carbonate (TA) et de bicarbonate (TAC), l'essentiel étant imputé aux bicarbonates. La variation du TAC sera liée directement à ces ions dont l'évolution dépend à la fois du débit (hausse avec celui-ci) et surtout de la température (corrélation négative avec cette dernière) (MICHELOT *et al.*, 1996).

La salinité est déterminée par les ions qui y sont dissous, principalement les ions bicarbonates, chlorures, sulfates, calcium, magnésium, sodium et potassium.
Eau douce : Bicarbonates et calcium surtout. Sulfates plus abondants que les chlorures. Calcium plus abondant que le magnésium.
Eau saumâtre ou salée : Sodium et magnésium surtout. Relativement plus riches en chlorures qu'en sulfates. Plus riches en magnésium qu'en calcium.
Source : PERENNOU et al. (1999).



1D5. MESURE DE LA SALINITE

La salinité est la teneur en sels des eaux ou des sols. C'est un des paramètres les plus importants pour la distribution des espèces aquatiques des milieux saumâtres. Elle semble prépondérante dans la limitation des habitats arrières-littoraux. La salinité des milieux aquatiques continentaux est fonction de la géologie du bassin, du renouvellement des eaux et du climat (rayonnement thermique et vents, provoquant l'évaporation).

1D5.1. Mesure directe

Les mesures de salinité sont réalisées à l'aide d'un salinomètre ou d'un réfractomètre.

1D5.2. Mesure de la conductivité

La conductivité permet d'évaluer la charge totale d'une eau en électrolytes. La mesure de la conductibilité électrique (unités : milli-siemens (mS) ou micro-siemens) est une mesure aisée et rapide qui fournit une bonne approximation de la salinité d'une eau. Lorsque les eaux sont salées, la salinité explique la plus grande part de la conductivité et sa mesure a alors un intérêt moindre. Pour estimer la salinité, il n'est donc pas nécessaire de se munir d'un salinomètre, un conductimètre peut suffire. La relation conductibilité-salinité n'est ni linéaire ni univoque. Cette relation est moins étroite pour les faibles salinités (< 0,5 g/l), car les autres substances ionisées en solution contribuent également à la conductivité.
Pour permettre une comparaison significative, il est essentiel de réaliser des mesures à températures identiques.

Une conductibilité élevée traduit soit des pH anormaux, soit le plus souvent une salinité élevée, pouvant être naturelle ou due à des rejets salins.

L'achat d'un conductimètre (il en existe à un coût inférieur à 45 €), permet une économie importante (un salinomètre coûte 380 €).

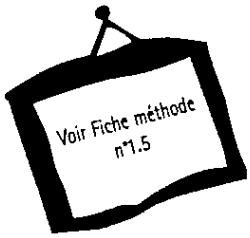
1E EVALUATION DE LA QUALITE HYDROBIOLOGIQUE DU MILIEU

Evaluer la qualité d'un milieu aquatique à l'aide des organismes qui s'y trouvent est une démarche appliquée depuis de très nombreuses années (BLANDIN, 1986). Les méthodes biologiques sont fondées sur l'application d'un principe général selon lequel à un milieu donné correspond une biocénose particulière. De ce fait, les peuplements d'un habitat peuvent être considérés comme l'expression synthétique de l'ensemble des facteurs écologiques qui conditionnent le système.
Le principe de tels suivis est d'utiliser les organismes aquatiques comme témoins de la capacité de l'eau et du milieu à maintenir et entretenir la vie. Par rapport au suivi physico-chimique, les indicateurs biologiques présentent deux avantages principaux :
- ils intègrent le facteur temps (témoin du passé),
- ils détectent toutes les influences, y compris celles qui ne sont pas toujours perceptibles par l'observateur (facteurs autres que chimiques...). L'utilisation des bio-indicateurs de la qualité de l'eau peut ainsi se révéler plus pertinente que des analyses chimiques. Par exemple, il peut avoir eu un pic d'eutrophisation quelques semaines avant l'échantillonnage sans que celui-ci soit toujours perceptible. Par contre, les espèces d'invertébrés aquatiques les plus sensibles, tels que les Plécoptères et les Trichoptères auront eux disparu.

La qualité biologique des cours d'eau peut être appréciée à partir de l'utilisation des insectes, mollusques, oligochètes, etc...
Les indices biotiques largement utilisés dans les cours d'eaux, tel que l'Indice Global Biologique Normalisé ou les Indices Diatomiques ne peuvent pas être utilisés dans les marais maritimes puisqu'ils ont été mis au point pour les eaux douces et courantes. Par contre, il est possible d'utiliser les exigences écologiques des différents taxons possibles à partir de la littérature.

1E1. METHODES BASEES SUR LES INVERTEBRES

Depuis longtemps, dans le domaine des eaux courantes, les diagnostics sont le plus souvent fondés sur l'analyse des peuplements de macroinvertébrés benthiques qui sont de bons intégrateurs de la qualité globale de l'écosystème aquatique et sont facilement exploitables. L'évolution des réflexions dans ce domaine explique l'existence de différents indices, s'affinant progressivement jusqu'à établissement d'une norme AFNOR (MICHELOT *et al.*, 1996).
- I.B. : Indices Biotiques, mis au point par VERNEAUX et TUFFERY en 1967,
- I.B.G. : Indices Biologique Global, mis au point en 1985,
- I.B.G.N. : Indice Biologique Global Normalisé en 1992 (AFNOR NFT 90-350).
Les prélèvements sont effectués dans leur habitat naturel à la station considérée suivant un protocole d'échantillonnage standard. Les indices sont calculés d'après la nature de la faune encore présente, et selon sa diversité, en appliquant une grille empirique.



L'IBGN peut être utilisé avec des objectifs différents :
- situer la qualité biologique d'un site d'eau courante considéré isolément,
- suivre l'évolution au cours du temps de la qualité biologique d'un site,
- suivre l'évolution dans l'espace de la qualité biologique d'un cours d'eau,
- évaluer, dans les limites de ses sensibilités, l'effet d'une perturbation sur le milieu (par exemple, en amont et en aval d'un rejet).

1E1.1. L'I.B.G.N.

En France, on utilise l'indice Biologique Global Normalisé (ou IBGN) dont le prélèvement est strictement normalisé. Il permet d'avoir une image de l'aptitude du milieu d'eau courante au développement de la vie aquatique et plus particulièrement des invertébrés benthiques. Cette méthode est utilisée pour compléter les techniques usuelles de qualification et de détection des sources de perturbation (analyses physicochimiques des eaux par exemple) par une indication ayant une signification différente, puisque visant à caractériser les perturbations par leurs effets et non par leurs causes, et plus globale puisque traduisant les caractéristiques de l'eau et du substrat.

Son intérêt est sa fiabilité, son accès assez aisé des groupes taxonomiques utilisés, sa rapidité de mise en œuvre et donc son coût relativement modéré. On trouvera un exposé complet de ce qu'est un IBGN sur le site internet de l'Association Eau et Rivières de Bretagne (http://perso.wanadoo.fr/erb/ibgn.htm).

Cote de qualité des écosystèmes fluviaux associée aux valeurs de l'IBGN	
IBGN	Cote de qualité des écosystèmes
18-20	excellente
15-17	bonne
12-14	moyenne
8-11	faible
4-7	très faible
1-3	extrêmement faible

Quelques macroinvertébrés indicateurs
Les Oligochètes sont de bons indicateurs de la matière organique des eaux et de la contamination des sédiments en métaux lourds (LAFONT, 1989).
Les larves et exuvies de Chiromidés sont considérées comme de très bons indicateurs de la qualité de l'eau et des sédiments.
Les mollusques sont utilisés principalement comme indices de qualité de systèmes lacustres de petite dimension.

1E2. METHODES BASEES SUR LES VEGETAUX

La présence de certains végétaux traduit partiellement la qualité du milieu. Au niveau des plans d'eau ou des cours d'eau, il est possible de relever les hydrophytes immergées ou flottantes (végétaux supérieurs et les characées, groupes d'algues facilement identifiables dans les eaux douces) ainsi que les plantes aériennes présentes à proximité. Des méthodes plus précises utilisent la présence de la végétation microphytique (ex : diatomées du phytoplancton) mais exigent un matériel sophistiqué (microscope) et des déterminations délicates.

1E2.1. Indice diatomique

Les diatomées sont des indicateurs de la qualité de l'eau. En 1996 a été mis au point un Indice biologie diatomées utilisable partout. Les indices traduisent bien les pollutions organiques mesurées par les méthodes classiques. Ils sont également bien corrélés avec les concentrations en phosphore, qui reflètent le degré d'eutrophisation.
C'est un complément du diagnostic des rivières, notamment celles où l'IBGN est difficilement applicable (grands cours d'eau, canaux).
www.cemagref.fr/Informations/Ex-rechr/systemes-aqua/coste/Coste-exemple.htm

1E2.2. Indice macrophytique

Les indices macrophytiques traduisent assez bien les variations de la qualité de l'eau, et notamment la pollution organique traduite ou non par l'augmentation des concentrations des eaux en orthophosphates ou en azote ammoniacal. Les macrophytes sont en relation directe et indirecte avec les apports d'azote et de phosphore dans le milieu. La relation indirecte provient de l'augmentation de turbidité liée à l'accroissement des densités phytoplanctoniques. Ce dernier entraîne le déclin des phanérogames au profit des algues.
L'indice « GIS », par référence au groupement d'intérêt scientifique « Macrophytes des eaux continentales », repose sur le critère présence/absence de certaines espèces reconnues pour leur valeur bioindicatrice.
Cette démarche proposée par HAURY est opérationnelle et applicable par des agents de terrain. La première étape consiste à établir une liste complète des macrophytes. Le choix de retenir une gamme de cotes spécifiques allant de 0 (qualité d'eau très dégradée et pollution organique forte, marquée par des colonies de bactéries et champignons hétérotrophes) à 10 (bonne qualité d'eau, pas de pollution décelable) correspond à un souci de simplicité de la méthode. Ces indices utilisent une liste d'espèces et donc ne rendent pas compte de la réalité des communautés végétales en terme d'organisation et de fonctionnement.
☞ *Pour en savoir plus se référer à HAURY* et al. *(1996).*

Formules de calcul
Les formules pour les calculs d'indices GIS (Groupement d'intérêt scientifique macrophytes des eaux continentales), prenant en compte les seuls éléments en eau (AQ), seulement les espèces sténoèces de ce lit (AQSt) ou l'ensemble des zones aquatiques et supra-aquatiques (A+S) sont les suivantes (HAURY et al., 1996) :

en présence-absence :
$GIS\ (AQ, AQSt, A+S)\ PA = 1/n \sum i\ Csi$

en pondérant par les recouvrements estimés par le coefficient d'abondance-dominance :
$GIS\ (AQ, A+S)\ AD = (\sum i\ Adi \times \sum si) / \sum i\ ADi$

n = nombre d'espèces ayant un indice
i = 1 à n
Csi = cote spécifique (de 0 à 10) de l'espèce i
ADi = coefficient d'Abondance Dominance de l'espèce i (avec la convention + = 0,5)

1E2.3. Protocole Hydrophytes-Odonates RNF

Les macrophytes sont relevées dans certaines réserves naturelles dans le cadre du protocole de suivi « Odonates-Hydrophytes ».
☞ **Voir aussi chapitre 7 page 245 et Fiche méthode n° 7.9**
Les végétaux sont inventoriés généralement entre mai et octobre sur des tronçons d'une longueur minimale de 50 m, si possible homogènes du point de vue des conditions d'écoulement et d'éclairement, dans le lit en eau. Des relevés complémentaires et distincts sont éventuellement effectués sur les zones supra-aquatiques (immergés pendant au moins 40 % de l'année).

Les macrophytes sont identifiées au genre pour les algues, à l'espèce pour la plupart des autres macrophytes. La nomenclature adaptée est celle de BOURRELLY (1968, 1970, 1990) pour les algues, de AUGIER (1966) pour les bryophytes, et de TUTIN *et al.* (1964 à 1980) pour les végétaux vasculaires. Des coefficients de recouvrement sont attribués aux macrophytes suivant l'échelle d'abondance-dominance des phytosociologues (BRAUN-BLANQUET, 1964 ; GUINOCHET, 1973).

1E3. METHODES BASEES SUR LES VERTEBRES

Les communautés piscicoles sont bien adaptées à l'évaluation de la dégradation des milieux. L'intégration des poissons dans un réseau de mesure fait appel de préférence à des approches de type « peuplement ». L'indice « Poisson » (OBERDOFF, PORCHER...) est basé sur la richesse, la composition en espèces, la composition trophique, l'abondance et la condition des poissons (maladies, anomalies). Il permet d'attribuer une note au site étudié qui se décline en plusieurs classes de qualité (excellent au stade de dégradation ultime).

1F EVALUATION DE LA DEGRADATION DU MILIEU

Les gestionnaires de réserves naturelles doivent souvent faire face à des problèmes de pollution aigus ou chroniques. Ces problèmes sont, dans la plupart des cas, liés aux intrants (le plus souvent des apports en azote ou phosphore d'origine agricole dans le bassin versant). Pour comprendre l'origine des problèmes et pouvoir y remédier, il est nécessaire d'effectuer des analyses d'eau. Ces analyses peuvent être confiées à un laboratoire ou effectuées directement par le gestionnaire s'il dispose du matériel adéquat et des compétences.

SEPANSO

Analyse de la qualité de l'eau dans la RNN de l'Etang du Cousseau

1F1. MESURE DU NIVEAU TROPHIQUE

L'EUTROPHISATION

La qualité des plans d'eau est déterminée principalement par leur degré d'eutrophisation. Ce phénomène se manifeste par la prolifération d'un nombre limité d'espèces végétales dans des eaux trop chargées en substances nutritives (en particulier le phosphore) ou dans des cours d'eau très dégradés physiquement. Cela conduit à une prolifération alguale. Ces algues vont ensuite se décomposer au fond des plans d'eau en y consommant de l'oxygène. Il y a eutrophisation lorsque l'accumulation de débris organiques putrécides dans les eaux stagnantes provoque la désoxygénation des eaux profondes. Le manque d'oxygène, les teneurs en phosphore trop élevées, ainsi que la présence d'éléments toxiques, peuvent être révélés par l'examen de la qualité biologique des lacs.

Il existe une grille de seuil des variables de l'eau permettant d'indiquer l'état trophique (voir tableau page suivante). A partir de cette grille d'évaluation, le niveau trophique de chaque point de prélèvement peut être déterminé en synthétisant 5 indicateurs : la chlorophylle, les espèces phytoplanctoniques, les macroalgues, l'oxygène dissous et la richesse en sels nutritifs.

1F1.1. Mesure de la chlorophylle a

Les phéopigments sont produits lors de la dégradation des pigments chlorophyliens et reflètent l'état physiologique des algues. Leur dosage permet donc d'avoir une idée de la dégradation alguale.
Il existe de nombreuses méthodes de mesures de la chlorophylle a faisant appel à des niveaux d'équipement très différents. La détermination de la chlorophylle est effectuée selon une méthode fluorimétrique. Elle est exprimée en mg/m^3 et dosée par fluorimétrie.

La mesure du taux de chlorophylle a est importante pour estimer le niveau trophique, mais les méthodes de dosage étant extrêmement délicates, peu de laboratoires les réalisent. Lorsqu'ils les font, c'est souvent à un prix élevé et pour des résultats parfois peu fiables, car le protocole de dosage n'est pas standardisé. Le mieux est de s'adresser à un laboratoire de recherche spécialisé dans ces techniques.

1F1.2. Analyse du phytoplancton

En milieu lagunaire, le phytoplancton peut être considéré comme un indicateur « objectif » de l'eutrophisation. Les proliférations phytoplanctoniques ou blooms sont en relation étroite avec les apports d'azote et de phosphore. L'excès de phytoplancton peut aussi entraîner la prolifération de filtreurs benthiques.

Les espèces du genre Enteromorpha, ou Ulva témoignent d'une importante concentration en nitrates.

Les niveaux de proliférations sont formalisés au travers des comptages. La mesure de la densité de microphytes au microscope inversé demande du temps et exige une grande connaissance de la taxonomie ou l'utilisation d'unités toxonomiques opérationnelles (UTO).
On peut aussi mesurer la biomasse, la production (la biomasse du phytoplancton est par exemple liée à la teneur en phosphore).

1F1.3. Méthodes hydrobiologiques

Les méthodes hydrobiologiques évaluent l'effet des pollutions, ou des effets plus généraux, en observant les biocénoses aquatiques, en particulier la faune d'invertébrés. Celle-ci est sensible aux pollutions par les matières organiques, les matières en suspension et diverses substances chimiques.
- L'utilisation de macroinvertébrés exige de nombreux échantillons et de grandes connaissances taxonomiques.
- La composition spécifique des communautés de poissons peut être un indicateur du niveau trophique des lacs.
- La réaction à l'eutrophisation des macrophytes est mal connue. La présence d'une couverture de macro-algues indique un stade avancé d'eutrophisation dans les lacs, cours d'eau, lagunes et baies peu profondes. La mesure de la profondeur maximum de colonisation atteinte par les macrophytes submergées enracinées donne une indication du bilan radiatif au fond des lacs ou lagunes pendant la saison de croissance. D'autres facteurs entrent en jeu : solides en suspension, salinité, profondeur d'eau, etc.

1F1.4. Indicateurs physico-chimiques dans la colonne d'eau

La transparence et la couleur de l'eau (voir page 21) est un indicateur du niveau d'eutrophisation (Oligotrophe : eau transparente ; Mésotrophe ou Eutrophe : eau verdâtre). Sa mesure nécessite une fréquence élevée du fait de la sensibilité à des facteurs dynamiques (abondance de phytoplancton, sols en suspension, etc.)

Proposition de grille d'évaluation du niveau trophique				
		Aucun signe d'eutrophisation	Milieu riche ou eutrophe	Etat d'eutrophisation ou eutrophe
Chlorophylle	valeur max.	< 10 µg/L	entre 10 et 20 µg/L	> à 20 µg/L
	valeur moy. période productive	< 5 µg/L	entre 5 et 10 µg/L	> à 10 µg/L
Phytoplancton	nombre de blooms	3-4 blooms printaniers d'intensité décroissante suivis d'une période productive estivale limitée	Période productive très étendue dans le temps	Nombreux blooms de période brève et d'intensité anarchique
	toxique	Absence d'espèces toxiques	Présence d'espèces toxiques sans toxicité des coquillages	Présence d'espèces toxiques avec toxicité des coquillages
	eaux colorées	Concentration < 100 000 cell/L d'espèces susceptibles de générer des eaux colorées	Présence d'eaux colorées sans impacts environnementaux ou économiques	Présence d'eaux colorées provoquant des impacts environnementaux ou économiques
Macroalgues		Absence	Présence sans nuisance	Nuisance nécessitant un ramassage intensif
O2	fond	Aucune mesure < 70 % (soit environ < 5 mg/L)	Quelques mesures comprises entre 25% et 70 % (soit entre 2 et 5 mg/L)	Mesures < 25 % (soit 2 mg/L)
	surface > 150 %	Seulement 1 ou 2 valeurs > 150 % en période productive	entre 2 valeurs et 50 % des valeurs > 150 % en période productive	Plus de 50 % des valeurs > 150 % en période productive
Richesse en sels nutritifs		Limitation de plus de 4 semaines de la production par plusieurs sels	Limitation ponctuelle de la production par au moins un sel	Recharge continue du système d'un ou plusieurs sels à des concentrations proches des teneurs hivernales

IFREMER - Réseau hydrologique en Basse-Normandie

La mesure du pH (voir page 23) est liée à la production primaire si la mesure est effectuée tout au long du cycle de 24 heures ou la même heure chaque jour (Dysotrophe <5,0 ; Oligotrophe 4,5 à 7,5 ; Mésotrophe 5 à 7 ; Eutrophe et Polytrophe >7).
Les concentrations d'oxygène dissous (voir page 25) témoignent aussi du niveau trophique du milieu. Elle est liée à la production primaire si la mesure est effectuée tout au long du cycle de 24 heures, fréquence élevée obligatoire du fait de la sensibilité à des facteurs dynamiques.
La DBO (voir page 25) est un indicateur de la pollution des eaux en matière organique biodégradable d'une eau naturelle polluée ou d'une eau résiduaire. La DBO permet d'estimer la charge polluante organique de l'eau (FAGOT, 2001).
La mesure de la conductivité électrique peut facilement localiser une source de pollution (MERIGNON *et al.*, 1999). Ce facteur constitue donc un très bon indicateur de pollution des eaux, notamment lors d'épidodes « contaminants » (fertilisant minéraux).

1F1.5. Richesse en sels nutritifs azotés et phosphorés

Les conditions d'eutrophisation peuvent être mises en évidence par plusieurs indicateurs de niveaux trophiques dans l'eau, les sels nutritifs azotés et phosphorés : azote organique dissous, phosphore organique particulaire, nitrates (NO_3^-), nitrites (NO_2^-), ammonium (NH_4^+), orthophosphates dissous (PO_4^{3-}). Ils sont les éléments indispensables à la croissance des végétaux, c'est pourquoi une estimation quantitative de ces éléments chimiques est importante pour évaluer l'enrichissement du milieu et sa capacité productive. C'est la combinaison de phosphore et d'azote total qui peut entraîner des croissances exponentielles de la biomasse végétale susceptible de mettre la faune en danger par asphyxie. Il convient d'être très attentif à ne pas trouver ces deux éléments associés en grandes quantités.
Le dosage des sels nutritifs permet la mise en évidence des phénomènes de pollution (FAGOT, 2001).
On mesure la quantité d'éléments nutritifs entrant dans la zone humide par une technique spécifique pour chaque élément. Les dosages sont réalisés à l'aide de bandelettes réactives que l'on trempe dans la solution à analyser et dont on compare la coloration obtenue avec l'échelle de couleurs pour lire la teneur du paramètre mesuré correspondante. Des dosages colorimétriques ou des mesures spectrophotométriques peuvent être effectués en laboratoire. Les résultats sont exprimés en mg/l. Les protocoles de prélèvement, de mesure et d'étalonnage de référence sont exposés en détail dans AMINOT et CHAUSSEPIED (1983). Compte tenu des risques de contamination et des difficultés de conservation des échantillons, la mesure manuelle, réalisée le plus tôt possible après le prélèvement, est fortement recommandée.

Les nitrates ($NO3^-$) et les phosphates ($PO4^{2-}$) ont des taux très faibles dans les eaux naturelles non polluées. Des taux > 2mg/l pour les nitrates et 0,2-0,3 mg/l pour les phosphates traduisent une « pollution » issue des activités humaines (lessivage d'engrais, eaux usées, lisier, etc.)

Des teneurs sensibles en ammoniaque ou en nitrites témoignent d'un déséquilibre chimique, ou d'une auto-épuration trop faible (MICHELOT et al., 1996).
Dans le milieu naturel, le phosphore est un élément qui favorise l'eutrophisation.

Echantillonnage des éléments nutritifs

Teneurs en éléments nutritifs de l'eau	*Indicateurs du niveau trophique dans les lacs profonds et les rivières.*
Teneurs en éléments nutritifs des sédiments	*Indicateurs des quantités totales stockées dans les marais, lagunes et lacs peu profonds. Le phosphore total et l'azote total, essentiellement impliqués dans l'eutrophisation anthropogène, sont les indicateurs les plus utilisés.*
Profils des éléments nutritifs	*Les concentrations le long de gradients de profondeur (prélèvement par exemple tous les 5 cm) peuvent constituer un indicateur du taux d'eutrophisation dans le temps.*

L'intérêt par rapport à une mesure ponctuelle des teneurs, est qu'on peut estimer la probabilité de remise en suspension des nutriments si l'eau est agitée (vent, précipitations importantes), et donc les risques d'eutrophisation (PERENNOU et al., 1999). Les différentes formes d'azote étant relativement solubles, leur répartition dans le milieu n'est pas directement liée aux sources d'apports, mais plutôt au taux de renouvellement des eaux. Ainsi, dans le sédiment, les concentrations les plus élevées sont généralement mesurées dans les zones profondes (sédimentation au niveau de la colonne d'eau plus importante et dans les secteurs de faible circulation des eaux).

1F2. POLLUTION PAR LES SUBSTANCES TOXIQUES OU LES METAUX LOURDS

Les micropolluants métalliques (métaux et les hydrocarbures) sont peu représentés dans le milieu naturel. En général, leur présence en concentrations élevées résulte des interventions humaines.

1F2.1. Mesure directe sur des échantillons d'eau

Des analyses d'eau permettent de mettre en évidence une pollution et de vérifier la conformité des mesures avec la législation. Les substances toxiques organohalogénées et organophosphorées, les métaux lourds (phosphore, Fer, Etain, Vanadium, Cuivre, Lithium, Potassium, Plomb, Chrome, Manganèse, Magnésium, Sodium...), les hydrocarbures... sont mesurées au moyen de techniques spécifiques aux différentes substances. Cela nécessite de déterminer la substance toxique la plus probable dans la zone humide avant de choisir le test, car ces méthodes sont coûteuses et nécessitent du matériel sophistiqué.
La teneur en sulfates des eaux dépend pour une grande part de la nature géologique des terrains traversés. Certains effluents industriels et urbains peuvent également fournir des eaux chargées en sulfates (MICHELOT *et al.*, 1996).

1F2.2. Mesure sur des éléments intégrateurs

Les analyses d'eau sont généralement complétées par des analyses effectuées sur des éléments intégrateurs du milieu (retenant les pollutions) : ce sont les sédiments, les poissons, et les bryophytes aquatiques (mousses). Cette technique d'analyse des polluants sur des éléments intégrateurs est généralement répandue pour le dosage des métaux.

On mesure des concentrations en substances toxiques dans les tissus de macroinvertébrés, de poissons, d'oiseaux au moyen de techniques spécifiques à chaque substance. On utilise certains bivalves (huîtres, moules par exemple) pour suivre l'accumulation biologique d'HAP et de PCB. On utilise les poissons pour une large gamme de substances toxiques : métaux lourds, pesticides, PCB. On utilise les œufs d'oiseaux pour les insecticides organochlorés et l'organisme entier ou les plumes pour les métaux lourds, les organochlorés, les hydrocarbures aromatiques, les organophosphorés. Les problèmes liés à l'utilisation des oiseaux tient à leur grande mobilité.
Le saturnisme des oiseaux est mesuré par la densité de grenailles de plomb dans les sédiments, l'examen manuel du contenu des gésiers, la radioscopie aux rayons X... Les concentrations en plomb dans le sang, le foie et les reins témoignent d'une exposition récente.
Les bryophytes et les macrophytes enracinées peuvent indiquer la présence d'ions métalliques. Les algues sont utiles pour le cuivre. Les plantes émergentes et terrestres peuvent indiquer la présence de PCB et d'HAP.

- *Pollution chimique : métaux, pesticides...*
- *Pollution organique : matières phosphorées, azotées...*
- *Pollution physique : MES, température...*

Dans des cas particuliers, des éléments peuvent être à rechercher en cas de pollutions non biologiques ou de la proximité de rejets agricoles, urbains ou de la présence de zones de baignade ou d'aquaculture.

Pollutions d'origine non biologique :
PCB, Hydrocarbures totaux, Hydrocarbures aromatiques, détergents anioniques ou non-ioniques, métaux (Plomb, Cadmium, Cuivre, Zinc, Fer, Chrome, Mercure)
Agents pathogènes
Coliformes fécaux
Streptocoques fécaux
Salmonelles

La teneur en chlorure des eaux exemptes de pollution ne dépasse guère 20 mg/l. Ce paramètre donne une bonne indication du degré de trophie des cours d'eau. Une teneur excessive est très souvent l'indice d'une pollution urbaine ou industrielle (MICHELOT et al., 1996).

Fiche méthode n°1.1

Mesures topographiques

Relevés bathymétriques (profondeur) d'un plan d'eau

➠ Comment procéder ?

Méthode de mesure

- Si le plan d'eau est temporaire, on réalisera les mesures d'altitude quand il est à sec.
- S'il est permanent et peu profond (50 cm à 1 m) et qu'on peut s'y déplacer à pied (substrat pas trop vaseux), on travaille de la même façon que sur terre, avec des mires d'altitude et des niveaux.
- S'il est plus profond (>1m) des cordes sont tendues entre deux jalons d'un bord à l'autre d'une rive lorsque cela est possible (système de transect). La profondeur est relevée à des points réguliers le long de cette corde (tous les 50 cm par exemple) à l'aide d'un baton gradué.

Si l'on souhaite réaliser des relevés précis de la profondeur, un système très perfectionné existe : un écosondeur (portable). On le déplace, à partir d'un bateau le long du transect, pour obtenir des relevés très précis de la profondeur, ainsi que du relief, tous les 10 ou 50 cm. Une personne mesure le fond et une autre la distance. L'épaisseur de la couche de sédiment est même indiquée sur le relevé.

Mesure des profondeurs (bathymétrie) du transect et prise de note

Matériel

(exemple de matériel utilisé dans la RNN du Platier d'Oye)

- Une barque de type plate.
- Une corde vinyle de longueur suffisante reliant deux gros piquets plantés (à la masse) entre les parties terrestres.
- Un tendeur à main, pour tendre la corde au maximum afin de conserver un déplacement le plus parallèle possible le long de la corde.
- Deux mousquetons reliés à la barque pour s'accrocher à celle-ci et glisser le long de la corde sans dériver.
- Un sondeur *EAGLE™ SupraPro I.D.* fixé à l'arrière du bateau branché sur batterie 12 volts.
- Un décamètre à dévidoir tendu parallèlement à la corde indiquant la distance parcourue du point-jalon à la profondeur voulue.
- Equipement facultatif à bord : gilet de sauvetage, bottes, gants, rames, flacons.

Recommandations

Afin de réaliser ces transects sur le terrain il est préférable d'être deux. D'abord pour des raisons de sécurité si les plans d'eau sont relativement profonds et de gain de temps : une personne restant le plus souvent possible sur une même rive afin d'éviter de faire la navette.

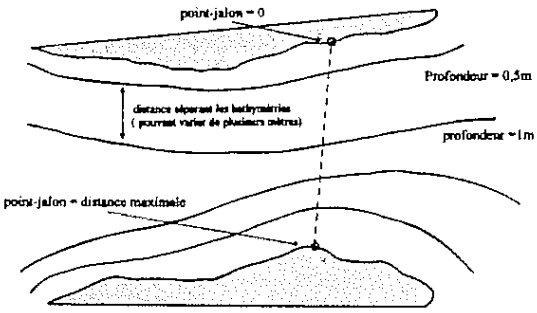
➠ Analyse des données

Toutes les profondeurs relevées sont répertoriées sur des fiches.

Elles sont ensuite placées dans des grilles où elles figurent dans des colonnes représentant chaque transect, avec à la fin les mesures des longueurs totales de chaque transect pour en faciliter la lecture.

Sur ces grilles figurent également la date, le plan d'eau concerné et la hauteur d'eau prise à l'échelle limnimétrique la plus proche.

La distance étant mesurée entre les jalons il sera aisé d'en dessiner ultérieurement les profils bathymétriques.

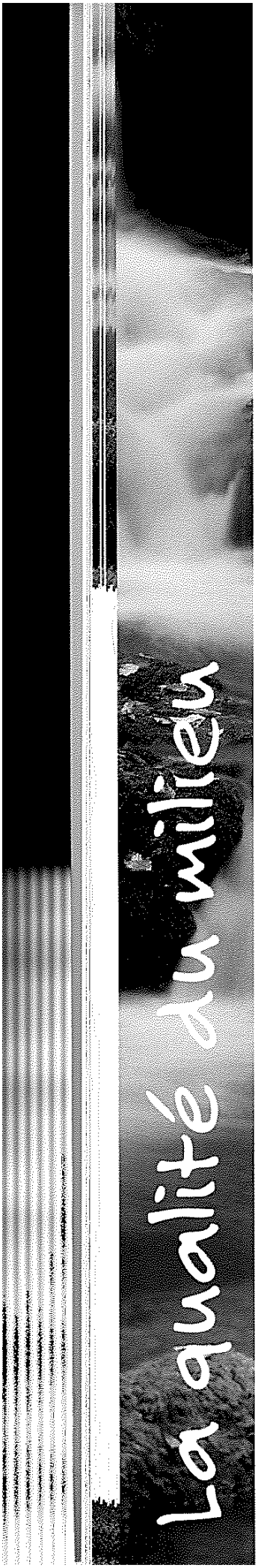


Exemple de traçage de courbes bathymétriques dans la RNN du Platier d'Oye

Les points de même profondeur mais de transects différents sont reliés sur des cartes préalablement échelonnées, pour donner progressivement les allures d'une courbe bathymétrique.

🕮 Pour en savoir plus

RNN Platier d'Oye.



Fiche méthode n°1.2

Mesure des niveaux d'eau de surface

Installation d'échelles limnimétriques ou de limnigraphes

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Une bonne connaissance du site est nécessaire afin de choisir les zones les plus favorables aux relevés des niveaux d'eau, tenant compte des connexions entre les zones humides, de l'environnement proche (canaux, vannes, étangs, etc.), la topographie générale et, bien sûr, l'accessibilité ou la visibilité en toute saison.

La station où l'on place les instruments de mesures doit être choisie de sorte que le niveau d'eau ne soit jamais inférieur aux capacités de mesure de l'appareil en période de sécheresse, et jamais dépassé si possible. L'emplacement doit permettre une lecture facile, à distance (jumelles si besoin) et en toute saison (penser à la hauteur de la végétation environnante aux autres saisons...).

Il faut penser à placer plusieurs échelles si le site englobe plusieurs plans d'eau déconnectés au moins une partie de l'année.

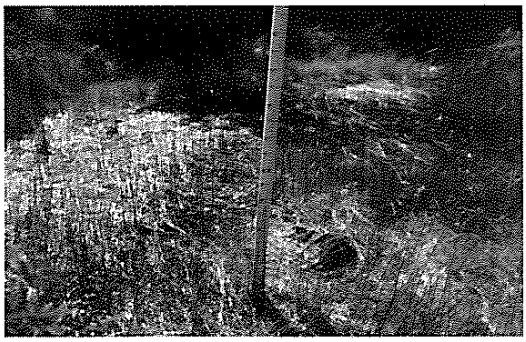
Il faut identifier au préalable les différentes unités hydrauliques et les communications entre elles : différents plans d'eau peuvent être en contact pendant une période de l'année et déconnectés à d'autres périodes.

Méthode de mesure

On peut réaliser les mesures de niveau d'eau de deux façons : ponctuelles et visuelles, ou automatiques et en continu.

De façon visuelle, grâce à des échelles de niveau (ou mires limnimétriques), sortes de règles verticales graduées, fixées sur un support et fichées dans le sol.

On peut aussi mesurer les niveaux de façon automatique, avec un appareil enregistreur, le limnigraphe, particulièrement sur les points d'accès difficile. Il est recommandé de le placer au point le plus représentatif de l'écosystème considéré, déterminé grâce à un suivi préliminaire à l'aide de mires.



V. FRERS

Echelle de niveau dans une mare de la RNN de Roque-Haute

Matériel

LES ÉCHELLES LIMNIMÉTRIQUES

Plusieurs modèles d'échelles de niveau existent dans le commerce dont le prix varie avec la hauteur et leur qualité (résistance aux chocs notamment). Il faut tenir compte des perturbations qu'elles peuvent subir (présence ou non de bétail...) afin de choisir un mode de fixation et une qualité adaptée.

On peut éventuellement réaliser soi-même (ou en les commandant à un ferronnier) un système de mesure d'eau en échelle, en soudant sur une tige verticale en métal des petites tiges horizontales de longueur variable (tous les 10 cm par exemple). Des tiges de taille différente ou peintes (une sur deux, ou tous les 30 ou 50 cm) peuvent faciliter la lecture à distance.

LE LIMNIGRAPHE

Un limnigraphe est l'équivalent d'une mire munie d'un système automatique d'enregistrement des hauteurs d'eau. Le coût d'un appareil est élevé (1500 à 3000 €). Il existe plusieurs modèles de limnigraphes enregistreurs.

- Les limnigraphes mécaniques à flotteur sont des appareils de précision, fiables, robustes avec une durée de vie de plus de vingt ans. Ils existent avec un système d'horlogerie mécanique (à remonter tous les mois au moins) ou électrique (autonomie d'un an, mais il faut changer le rouleau enregistreur tous les mois). On distingue deux types de limnigraphes mécaniques à flotteurs :

Le limnigraphe horizontal : Permet l'enregistrement continu de niveaux de surface et souterraines. Il faut l'abriter.

Le limnigraphe vertical : Généralement robuste, il est particulièrement approprié pour la mesure du niveau des eaux souterraines surgissant à l'air libre. Il ne demande pas de construction d'abri.

- Les limnigraphes avec sonde de pression (surtout pour des mesures dans des piézomètres et des forages de faible diamètre, ou à des grandes profondeurs, ou dans des zones à risques d'inondation).
- Il existe également des limnigraphes avec platine d'enregistrement pour un enregistrement continu et de longue durée des niveaux de surface et souterraines (jusqu'à huit mois sans relève), bien adapté pour des endroits difficiles d'accès.

Fréquence de relevé

La fréquence de relevés varie suivant la question posée et le type de milieux. Le plus souvent, la lecture de règles graduées se fait deux fois par mois ou une fois par semaine, plus fréquemment en cas d'événements exceptionnels (inondations, gestion active, entrée ou sortie d'eau manuelle) et en continu pour des systèmes alluviaux.
Le limnigraphe permet une plus faible fréquence des relevés par le gestionnaire.

Recommandations

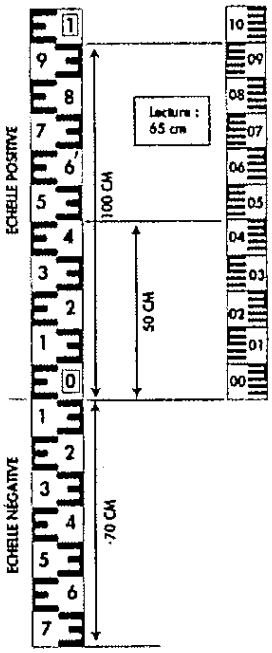
- On peut ajouter des échelles à maximum, qui permettent de garder la trace du niveau maximal atteint.
- Il faut faire attention aux niveaux maximaux atteints (l'amplitude des niveaux d'eau peut être plus grande que la hauteur des mires) ! Beaucoup de règles dans le commerce font en effet de l'ordre de 1 m environ (modèle standard), ce qui peut s'avérer insuffisant. Il est possible soit de commander une mire spéciale ou de fabriquer des règles plus longues, soit de placer une ou deux règles supplémentaires pour les niveaux extrêmes.
- Sur un grand site, il peut être pratique d'utiliser un liminigraphe pour un suivi en continu en association avec des mires limnimétriques en d'autres points faciles d'accès (lisibles de loin) pour un suivi discontinu.

Pour en savoir plus

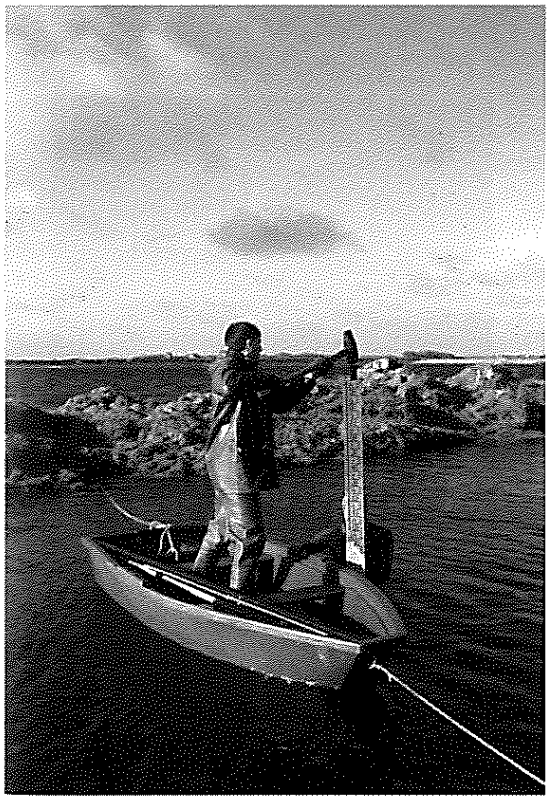
GORDON *et al.* (1992) ; BRASSINGTON (1998) ; PERENNOU *et al.* (1999) ; SINNASSAMY *et al.* (2001).
Contacts fournisseurs de matériel de mesures : OTT Hydrométrie, Le Pont Equipements, SDMO Quiniou.

M. ROUX

Relevé du niveau d'eau à partir d'un limnigraphe dans la RNN de l'Etang de l'Estagnol

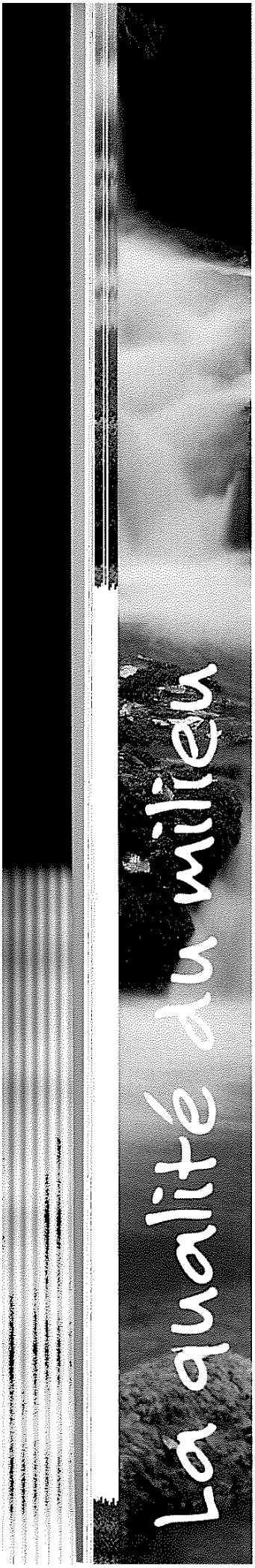


Exemple d'échelle limnimétrique



E. BILLET

Pose d'une échelle limnimétrique dans la RNN du Platier d'Oye



Fiche méthode n°1.3

Mesure de niveaux d'eaux souterraines

Installation de piézomètres

➠ Principe de la méthode

Un piézomètre est simplement un tube creu, enfoncé assez profondément dans le sol selon les objectifs visés et surtout la technologie utilisée, afin que l'eau de la nappe y remonte, complété d'un système gradué permettant une lecture facile et, si nécessaire, d'un système permettant des prélèvements pour analyse.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Le repérage initial du secteur est la première opération à réaliser, afin de déterminer l'endroit idéal de la pose.

Méthode d'installation

Il est indispensable d'homogénéiser la méthode de pose.

CREUSEMENT DU TROU

Il est creusé à la tarrière manuelle ou en « force » si le terrain le permet. Si le substrat est très résistant ou, au contraire, empêche la stabilité du tube, il est recommandé de s'adresser à des personnes expérimentées. A une certaine profondeur, une autre tarrière un peu plus fine est utilisée. Le niveau le plus bas à retenir pour le creusement se situe à près de 1 m en dessous des premières traces d'humidité observées sur les matériaux extraits.

INSTALLATION DU TUBE

Un tube PVC large (de 10 cm de diamètre) est déposé progressivement pour étayer le trou, condition indispensable pour éviter tout affaissement notamment en substrat sableux et humide. Il faut manœuvrer rapidement une fois le trou creusé et positionner le tube dès que possible en lui ayant adjoint au préalable toutes les rallonges nécessaires (collage). Pour éviter des remontées de sédiment dans le tube, son extrémité inférieure peut être recouverte d'une crépine : un filet en nylon (morceau de collants par exemple) qui laisse filtrer l'eau et retient en théorie les particules de sol. Il est aussi possible d'utiliser un tube bouché à son extrémité inférieure, avec des trous sur sa base, afin de minimiser des effets possibles de la pression. Dans ce cas, il faut veiller à garnir le fond du forage avec un matériau grossier (graviers, galets) afin d'éviter un comblement trop rapide du tube. Le tube permet à l'eau, par ce système de fentes (entaillées avec une scie à métaux) ou petits trous placés à sa base, de remonter jusqu'au niveau qu'elle occupe dans le sol (en liaison avec la pression exercée). La section intérieure du tube laisse alors apparaître cette eau dont on peut facilement mesurer la hauteur par rapport à la surface du sol.

L'extrémité supérieure du tube sera recouverte d'un cache afin d'éviter que la pluie ou des particules n'y rentrent, mais la protection doit laisser passer de l'air, afin que l'eau puisse monter dans le tube.

Relevés

Les matériaux extraits lors du creusement du trou (globalement 20 cm en 20 cm) sont soigneusement observés et un profil pédologique peut ainsi être établi (structure, texture, humidité, traces de rouille...).

Les mesures de niveau d'eau peuvent être réalisées manuellement après équilibrage du niveau d'eau (laisser reposer plusieurs jours, jusqu'à une semaine après installation) ou automatiquement (centrale d'acquisition de données branchées sur une sonde).

Le piézomètre peut également servir à mesurer d'autres paramètres de la nappe (température, salinité par exemple) ou du sol (redox). On peut prélever des échantillons d'eau pour des analyses grâce à un tuyau branché sur une pompe manuelle.

V. FIERS

Piézomètre relié à une station de mesures automatique dans la RNR de la Tourbière de Vred

Matériel

LE MATÉRIEL DE CREUSEMENT

Une tarrière manuelle ou un tube à bords tranchants avec un piston.

LE PIÉZOMÈTRE
Des piézomètres artisanaux et de faible coût peuvent être fabriqués. Il s'agit généralement de tubes de P.V.C standard de longueur variable suivant le site (quelques mètres suffisent généralement).
Le modèle conseillé est fait avec des tubes de diamètre intérieur 45 mm et de diamètre extérieur 50 mm.

LES APPAREILS DE RELEVÉS DES NIVEAUX D'EAU :
La mesure de la hauteur de la nappe peut se faire avec différents dispositifs. Suivant les objectifs et les moyens disponibles, on s'orientera vers de simples lectures ou des sondes manuelles pour des suivis discontinus (2 fois par mois par exemple) ou des systèmes fixes enregistreurs en continu, plus coûteux.
La mesure peut être effectuée par un système de mètre gradué pourvu d'une pièce métallique creuse à son extrémité. Touchant la surface de l'eau dans le tube PVC, cette pièce provoque un bruit sourd très caractéristique indiquant la hauteur de la nappe.
On peut utiliser des sondes :
- Sonde lumineuse ou électrique : Pour des mesures manuelles et ponctuelles, matériel facile d'emploi, rapide et économique. Elles sont amovibles, ce qui permet de faire des mesures sur différents sites où l'on a installé des piézomètres. Elles indiquent par signal optique (sonde lumineuse) ou optique et acoustique (sonde électrique) la distance entre l'embout et la surface de l'eau (300 à 600 €).
- Sonde de pression : le niveau de l'eau est mesuré par un capteur de pression différentielle en céramique, permettant des mesures continues automatiques. Elle peut être reliée à différents systèmes d'enregistrement (1785 €).
- Sonde de pression avec enregisteur intégré (3350 €).
- Sonde multiparamètres : Utilisable pour mesurer en continu différents paramètres (oxygène dissous, conductivité, salinité, température, pH) (près de 4000 €).

On peut réaliser des enregistrements graphiques des hauteurs d'eau souterraines avec un limnigraphe enregistreur (voir Fiche méthode n°1.2), dont plusieurs types sont adaptables au piézomètre. La sonde peut être connectée à ce limnigraphe enregistreur (restitution graphique), à un système enregistreur intégré ou séparé (restitution informatique), type « capteur intelligent » (codeur enregistreur à relier avec une sonde de pression, 2590 €).

Fréquence de relevé
Il est généralement plus pratique et plus économique d'installer un certain nombre de piézomètres en des lieux stratégiques et de faire les mesures à une fréquence relativement élevée (toutes les deux semaines, voire plus en cas d'événements exceptionnels : inondation, forte sécheresse, vent exceptionnel).

Recommandations
- Pour mesurer d'autres paramètres avec le piézomètre, la veille des prélèvements d'eau, il faut penser à vider le piézomètre par pompage afin de disposer d'une eau qui n'ait pas été modifiée par stagnation (concentration d'éléments par évaporation, modification des équilibres physico-chimiques...). Le délai entre le pompage de la veille et le prélèvement doit être le même lors de chaque manipulation.
- Prévoir un entretien régulier : nettoyage des sondes après chaque utilisation, nettoyage des piézomètres pour éviter que les sondes ne se bloquent à l'intérieur et soient détériorées.
- Si les piézomètres doivent faire l'objet d'un contrôle fréquent, placez-les sur des sites très accessibles mais évitez de les installer près d'un lieu de passage où ils pourraient être dégradés ; protégez-les également des herbivores domestiques trop curieux.
- Le positionnement précis du piézomètre doit être facilement repérable sur le terrain (mais suffisamment dissimulé).
- Si le substrat est très résistant et au contraire, empêche la stabilité du tube, il est recommandé de s'adresser à des personnes expérimentées.

V. FIERS

Il faudra penser à numéroter chaque piézomètre (RNN de Vesle et Caumont)

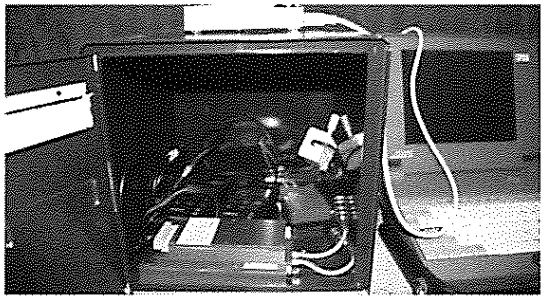
➠ Analyse des données

A partir des échantillons recueillis on peut se livrer à toutes les mesures souhaitées (faire les contrôles de qualité d'eau soi-même).

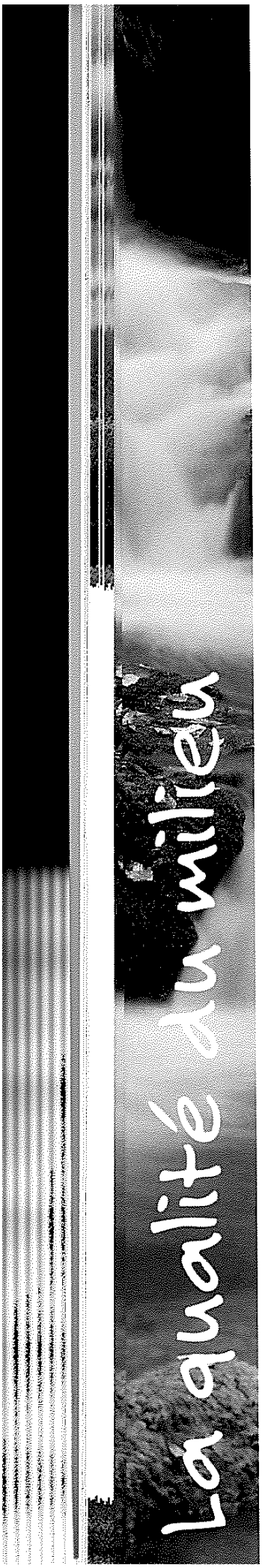
Les données sont présentées :
- dans le temps sous forme de courbe annuelle,
- dans l'espace sous forme de carte piézométrique (présentant les isopièzes, lignes de même niveau de nappe).

🕮 Pour en savoir plus

PERENNOU *et al.* (1999).
Revue Garde n°40, janv. 2000, fiche 6.24. La mise en place du piézomètre.


M. MARCHYLLIE

Station automatique de mesures à partir du piezomètre dans la RNR de la Tourbière de Vred



Fiche méthode n°1.4

Recueil de données sur l'eau

Mesure de la salinité

Le caractère saumâtre des eaux ne permet pas, pour certains paramètres, l'application des mêmes protocoles d'analyse que les eaux douces. FAGOT (2001) précise qu'un guide méthodologique a été édité par AFNOR et que plusieurs ouvrages font le point sur les différentes méthodes d'analyse d'eau en milieu marin (AMINOT *et al.*, 1983).
Il est nécessaire de préciser les nombreuses appellations des eaux en fonction de la salinité et de l'auteur considéré (voir tableau ci-dessous).

LES QUATRE EXPRESSIONS FRÉQUENTES DE LA SALINITÉ :
- la conductivité, basée sur le principe que plus une eau est chargée en ions, mieux elle permet le passage d'un courant électrique. Elle est exprimée officiellement en siemens et généralement en milli-siemens (mS) ou micro-siemens (µS).
- la concentration en grammes de chlorure par litre (g/l Cl-).
- la concentration en grammes de chlorure de sodium (sel le plus abondant) par litre, (g/l de NaCl).
- La concentration en grammes de sels totaux par litre (environ 36 g/l pour l'eau de mer).

La salinité s'exprime souvent en chlorure (NaCl) en référence à l'eau de mer. La teneur en chlorure des eaux continentales varie entre 0,1 et 17 g/l (parfois jusqu'à 30 g/l en cas de forte évaporation).

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

La fréquence des mesures, le nombre de points d'échantillonnage et leur localisation dépendant fortement de la configuration du site et de l'objectif du suivi, on ne peut pas donner de consignes générales. On peut mesurer la salinité dans les eaux souterraines, en pompant l'eau dans un piézomètre, ou dans les eaux superficielles. La connaissance de la salinité des eaux contenues dans les sédiments est intéressante si l'on veut étudier la végétation.

Méthode de relevé

Il existe plusieurs méthodes de mesure. Les deux principales utilisées sur le terrain sont la mesure de la conductivité pour les eaux de 0 à 20 g/l de sels totaux (utilisant les propriétés électriques de l'eau), et la mesure de la réfringence pour les eaux plus titrées (utilisant les propriétés optiques).
Le choix des méthodes d'analyse est un compromis entre précision des analyses, les normes d'analyses, la qualification de l'opérateur, le temps nécessaire à l'analyse et le coût du matériel et des réactifs.
Pour connaître avec plus de précision la salinité des eaux naturelles, il faudrait établir leur balance ionique pour analyser et totaliser la masse des principaux ions. En fait cette méthode est rarement employée car les techniques sont souvent hors de porté des laboratoires d'hydrobiologie et du gestionnaire.

Matériel

Les appareils les plus fréquemment utilisés mesurent la salinité grâce aux propriétés électriques (conductivité) ou optiques (réfringence) de la solution.
- mesure de la conductivité : il existe sur le marché de nombreux conductimètres. Il faut choisir le conductimètre le mieux adapté à la gamme de salinité que l'on va rencontrer.
- mesure de la réfringence : Pour les réfractomètres, l'indice de réfraction dépendant de la température,

Typologie des eaux en fonction de leur salinité

Limite supérieure de salinité (g/l)	Symposium De Venise, 1952	Aguesse, 1957	Barnabé, 1991	Dufour *et al.*, 1994
0,05	Limnique	Limnique	Douce	Limnique
0,5				Oligohaline
3	Oligohaline	Oligosaumâtre	Oligohaline	
5			Mésohaline	
16-16,5	Mésohaline	Saumâtre		Mésohaline
18		Polysaumâtre	Polyhaline	
30	Polyhaline			Polyhaline
38	Euhaline		Marine	Euhaline
40	Hyperhaline			
Plus		Salée	Hyperhaline	Hyperhaline

il faut choisir un appareil muni d'un système de compensation automatique de la température qui ramène toutes les mesures à une température standard (souvent 20°C, mais la norme international est de 25°C).

Appareils de mesure de la salinité	Prix HT approximatif
Stylo testeur de conductivité avec compensation automatique de température, pour eaux douces.	60 €
Conductimètre multi-gammes (eaux douces et salées), compensation automatique de température.	300 €
Réfractomètre à main à compensation automatique de température de 10 à 30°C.	200 €
Sonde multiparamètres (O_2 dissous, conductivité, salinité, température et pH).	4500 €

Source : PERENNOU *et al.* (1999).

Fréquence de relevé

Dans l'optique d'une surveillance de routine, des mesures réalisées toutes les semaines ou toutes les deux semaines permettent une bonne estimation de l'évolution de la salinité au cours de l'année.

Recommandations

- Il faut être vigilant quant au choix du matériel et à l'unité d'expression de la salinité.
- Les conductimètres sont généralement fragiles, il convient de les manier avec précaution. Pour avoir des mesures valables et comparables, il est indispensable de choisir du matériel robuste et fiable et de l'entretenir correctement (rinçage entre deux mesures, séchage avant rangement, étalonnage régulier avec des solutions standard).
- Quelles que soient les méthodes employées, il est important de préciser le matériel et surtout les unités. Une présentation standardisée en grammes de sels totaux par litre de solution (g/l) faciliterait les comparaisons. Pour convertir des données exprimées autrement, on peut utiliser des tables et des formules de conversion (HEURTEAUX, 1988).

Avantages et inconvénients, précautions nécessaires

Voir tableau ci-dessous

Analyse des résultats

Les résultats dépendent des méthodes et des conditions de mesure (température, principaux sels dissous). La salinité est définie par correspondance avec la conductivité mesurée (voir tableau suivant).

Correspondance entre la conductivité et la salinité

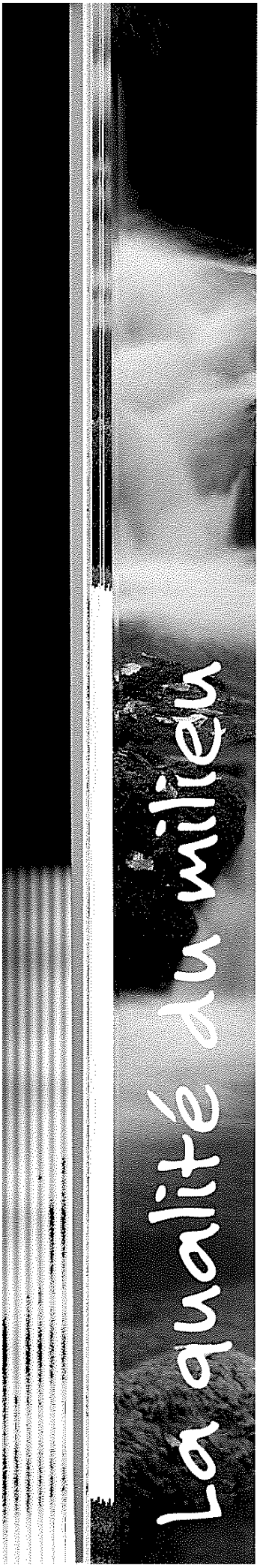
Conductivité (mS)	Salinité (g/L)	Conductivité (mS)	Salinité (g/L)	Conductivité (mS)	Salinité (g/L)
1	0,2	16	9,3	31	19,2
2	0,8	17	9,9	32	19,9
3	1,4	18	10,6	33	20,6
4	2,0	19	11,2	34	21,3
5	2,6	20	11,9	35	21,9
6	3,2	21	12,5	36	22,7
7	3,8	22	13,2	37	23,4
8	4,4	23	13,8	38	24,1
9	5,0	24	14,5	39	24,8
10	5,6	25	15,1	40	25,5
11	6,2	26	15,8	41	26,2
12	6,8	27	16,5	42	26,9
13	7,4	28	17,1	43	27,7
14	8,1	29	17,8	44	28,4
15	8,7	30	18,5	45	29,1

Pour en savoir plus

HEURTEAUX (1970 ; 1988) ; BRITTON *et al.* (1987) ; HELLINGS *et al.* (1992) ; PERENNOU *et al.* (1999) ; SINNASSAMY *et al.* (2001) ; SMITH *et al.* (1998).

Méthode	Avantages	Inconvénients	Précautions
Conductimétrie	Simple et pratique sur le terrain. Peu coûteux. Peu encombrant.	Dépend de la température (la conductivité s'élève de 2% par °C)	Si possible choisir un conductimètre avec la compensation automatique de température sur une gamme assez étendue.
Réfractométrie	Réfractomètres à graduation en ° Brix : utilisables pour toutes les salinités.	Les réfractomètres à graduation en NaCl sont inadaptés pour des salinités < 10 g/l.	Choisir un réfractomètre avec système de compensation automatique de la température.

Source : PERENNOU et al. (1999).



Fiche méthode n°1.5

Analyse Hydrobiologique

Mesure de l'IBGN (Indice Biologique Global Normalisé)

Principe de la méthode

La méthode de l'I.B.G.N. se base sur deux phénomènes très généralement constatés lors de la contamination d'un cours d'eau :
- la disparition d'un nombre plus ou moins grand d'espèces de la biocénose,
- l'apparition d'espèces nouvelles avec, dans certains cas, prolifération d'un nombre limité d'entre elles adaptées à la nature de la pollution.

L'IBGN repose sur les mêmes principes fondamentaux que l'indice biotique mais de profondes modifications de l'échantillonnage et de l'exploitation des données faunistiques ont été apportées afin de disposer d'une méthode plus sensible et plus précise.
La mise au point de cet indice s'est appuyée sur les analyses statistiques de nombreuses données issues de l'application de protocoles expérimentaux antérieurs.

Comment procéder ?

Conditions de réalisation

Tous les milieux d'eau douce courante peuvent faire l'objet d'un IBGN dans la mesure où le protocole normalisé peut être strictement respecté.
Cette méthode est applicable dans les sites d'eau courante, exceptés la zone des sources et ruisselets qui leur font suite, certains cours inférieurs des grands cours d'eau (pour ceux-ci une méthodologie s'inspirant de l'IBGN peut être utilisée) et les milieux atypiques tels que les canaux et estuaires. La norme ne sera pas appliquée aux cours d'eau pour lesquels :
- la profondeur excède un mètre sur la majorité du lit mouillé,
- la vitesse excessive de courant ne permet pas d'échantillonner l'ensemble de la mosaïque d'habitats,
- la turbidité de l'eau empêche de visualiser les supports.

La norme doit correspondre à un débit stabilisé depuis au moins 10 jours.

Echantillonnage

TAILLE ET NOMBRE DE PRÉLÈVEMENTS

Pour une station, l'échantillon de faune benthique est constitué de huit prélèvements de 1/20 m² chacun, effectués séparément dans huit habitats distincts parmi les combinaisons définies dans un tableau de protocole d'échantillonnage à remplir pour chaque station (conditions variées de substrat et de vitesse du courant). Dans certains cas, les stations ne présentant pas huit types de supports différents, le nombre de prélèvements est alors complété à huit par des prélèvements réalisés sur le support dominant.

CRITÈRE DE CHOIX DE LA STATION :

On distinguera sans exclusivité 3 grands types de stations qui correspondent à des critères particuliers :
- la station représentative d'un segment de cours d'eau qui est retenue pour évaluer la qualité générale du milieu par rapport aux segments qui l'encadrent. Un segment de cours d'eau est caractérisé par une relative homogénéité des faciès ou séquences de faciès ainsi que par la morphologie en plan (segments méandriformes à séquences radier/mouille, segment rectiligne à rapides...),
- la station informative correspond à un site isolé dans un segment de cours d'eau qui constitue un accident écologique et de ce fait, n'est pas représentatif de ce segment,
- la station de comparaison fait partie d'un couple de stations qui sont choisies de part et d'autre d'une perturbation dont on veut évaluer les effets sur le milieu.

La station est sensiblement égale à 10 fois la largeur du lit mouillé au moment du prélèvement.

Période et Fréquence de relevé

La période de basses-eaux estivales qui conjugue des conditions particulières et extrêmes (concentration maximale des polluants, températures élevées, faibles perturbations hydrauliques...) peut être considérée comme la période d'application standard de la méthode. D'après l'expérience des utilisateurs de la méthode, un minimum de deux campagnes par an apparaît le meilleur choix pour bien évaluer un milieu.

Paramètres mesurés

Les principales caractéristiques de la station sont portées sur une fiche descriptive qui renseigne avec préci-

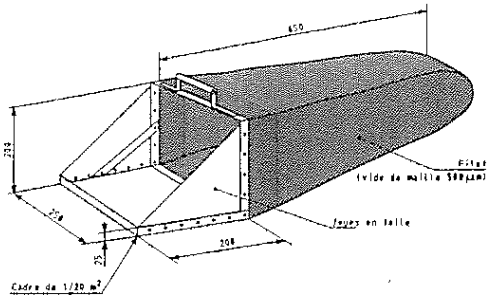
D. LANGLOIS

Prélèvement de larves de macro-invertébrés dans le ruisseau de la RNN du Ravin de Valbois

sion des conditions d'environnement dans lesquelles se situe la biocénose.
On veillera à préciser pour chaque prélèvement la station et l'habitat prospecté.

Matériel

Sur le terrain, en faciès lotique, un échantillon de la macrofaune benthique est prélevé à l'aide d'une épuisette de type « SURBER » avec une base de surface 1/20e de m² (voir figure ci-dessous) et une ouverture de maille de 500 mm.
Ce filet sera suffisamment long pour limiter le colmatage et la fuite des individus. Il est nécessaire de le vider et de le nettoyer après chaque prélèvement pour éviter des mélanges de faune.
En faciès lentique on utilise un troubleau.



Epuisette de type « surber »

Méthode de relevé

La base du SURBER est posée sur le fond du lit de façon à encadrer l'habitat à échantillonner, l'ouverture du filet face au courant. Le support est nettoyé à la main. Les substrats meubles seront échantillonnés sur une épaisseur de quelques centimètres.
Chaque prélèvement est placé dans un sac plastique ou un bocal avec de l'eau et quelques centilitres d'une solution de formol 10 %.
Même si l'indice de la station est donnée à partir de la biocénose constituée par l'ensemble des 8 prélèvements, il est nécessaire de les conditionner chacun séparément car l'analyse faunistique comparée pour chaque habitat d'une même station amène souvent des indications indispensables à l'interprétation.
Avec un troubleau, la prospection s'effectue par traction de 50 cm ou, à défaut, par mouvement de va-et-vient sur une surface équivalente.

➠ Avantages de la méthode

L'utilisation de l'IBGN reste simple puisqu'elle ne nécessitent ni détermination à l'espèce des organismes, ni comptage exhaustif des individus.

➠ Traitement des données

De retour au laboratoire, les macroinvertébrés sont séparés des éléments minéraux et des débris végétaux prélevés avec eux. Puis ils sont dénombrés et déterminés jusqu'au niveau taxonomique de la famille, à l'exception de quelques groupes faunistiques (embranchements ou classes) faiblement représentés ou dont l'identification est délicate.
Tri : Chaque prélèvement est versé dans un tamis de maille de 500 mm puis nettoyé à l'aide d'une douchette. On le place ensuite dans une bassine avec un peu d'eau puis on sépare les organismes des « résidus » de prélèvement (cailloux, racines, feuilles...) à l'aide d'une pince fine. Les individus extraits sont regroupés dans un récipient (avec un peu de formol 10 % si on détermine quelques jours après) sur lequel on indique la station et la nature de l'habitat.
Dénombrement : Un dénombrement exhaustif pour chaque taxon est conseillé. On pourra estimer les effectifs pour certains taxons qui prolifèrent (gammars...).
Détermination des espèces : L'unité taxonomique retenue est la famille à l'exception de quelques groupes faunistiques pour lesquels on s'arrête à l'embranchement ou la classe. Un matériel de grossissement performant (X 40) sera utilisé.
Liste faunistique : Une liste faunistique globale pour l'ensemble des prélèvements d'une même station est réalisée. Cependant, pour rendre l'interprétation plus aisée tout en conservant un maximum d'information, il est souhaitable d'établir une liste de taxons pour chaque habitat.
Détermination de l'indice : La valeur de l'IBGN est calculée pour chaque station, grâce à une grille de notation faisant intervenir la nature de la faune récoltée (groupes indicateurs de sensibilité différentes aux perturbations) et sa variété. Le répertoire des organismes pouvant être retenus pour l'analyse biocénotique contient 138 taxons susceptibles de participer à la variété totale, dont 38 indicateurs qui constituent les 9 groupes faunistiques indicateurs. L'IBGN est établi à partir du tableau d'analyse comprenant en ordonnée les 9 groupes faunistiques indicateurs et en abscisse les 14 classes de variété taxonomique.
On déterminera successivement :

- la variété taxonomique de l'échantillon égale au nombre total de taxons récoltés même s'ils ne sont représentés que par un seul individu. Ce nombre est confronté aux classes figurant en abscisse du tableau.
- le groupe faunistique indicateur en ne prenant en compte que les taxons indicateurs représentés dans les échantillons par au moins 3 individus ou 10 selon les taxons.

L'intersection des lignes et des colonnes du tableau définissent des fourchettes de valeur ou indice biotique, par exemple :

- si GI = 8 et variété taxonomique = 33, alors IBGN = 17
- si GI = 5 et variété taxonomique = 30, alors IBGN = 13
- si GI = 3 et variété taxonomique = 14, alors IBGN = 7

La détermination de l'IBGN est exprimée par une note comprise entre 0 (qualité très mauvais) et 20 (très bonne qualité). En l'absence significative de taxons indicateurs (n < 3 ou 10 individus), la note IBGN est égale à 0. Dans ces cas, les résultats sont à interpréter avec prudence car la note indicielle peut être faible en dehors de toute perturbation.

🕮 Pour en savoir plus

http://perso.wanadoo.fr/erb/ibgn.htm
www.inrp.fr/acces/biogeo/cooper/eau/html/ibgntxt.htm

LA
VÉGÉTATION

2. Eléments méthodologiques pour l'étude de la végétation

2.1. Introduction à l'étude de la végétation

Le maintien des habitats naturels dans des conditions écologiques favorables est indispensable à la conservation de notre faune et de notre flore. Il est précisé dans l'annexe I de la directive Habitats-Faune-Flore qu'il est important de suivre les habitats d'intérêt communautaire, mais aucun détail n'est donné quand à la façon de les suivre. Un travail sur les méthodes de suivi des habitats et leur évaluation est en cours au sein du MNHN.

2.1.1 Comment déterminer les habitats

La détermination des espèces animales ou végétales est possible directement sur le terrain, par simple observation d'individus. Il n'en est pas de même pour les habitats et notamment les associations végétales pour lesquelles l'identification nécessite le traitement de relevés phytosociologiques pour faire ressortir les espèces dominantes ou caractéristiques (voir page 58). Certaines publications, notamment la typologie CORINE Biotope, sont des outisl précieux pour aider le gestionnaire à déterminer et caractériser les habitats. Les cahiers d'habitats contiennent des informations sur les correspondances phytosociologiques entre habitats. Par exemple, une saulaie-aulnaie blanche de l'association *Alno incanae – Salicion albae* ou des saulaies arborescentes de l'alliance *Salicion albae* peuvent tout deux correspondre à des saulaies blanches à Aulne blanc.

2.1.2. A quels échelle ou degré de finesse travailler ?

Dans un premier temps le gestionnaire peut se contenter de l'inventaire des unités écologiques (répartition des grands types de milieux présents sur l'ensemble de la réserve, voir page 55), puis affiner cette connaissance par l'identification des habitats qui les composent. L'identification et la localisation des habitats, notamment de ceux inscrits à la directive Habitats-Faune-Flore, est d'ailleurs une étape indispensable de la réalisation du premier plan de gestion. Dans un souci de suivi de l'état de conservation de ces habitats, il est utile de pousser la détermiation jusqu'aux associations végétales (voir page 56). En effet, les associations végétales peuvent évoluer sans que cela soit perceptible à un niveau supérieur (celui des grandes unités écologiques qui composent le milieu par exemple).

2.1.3. Comment échantillonner ?

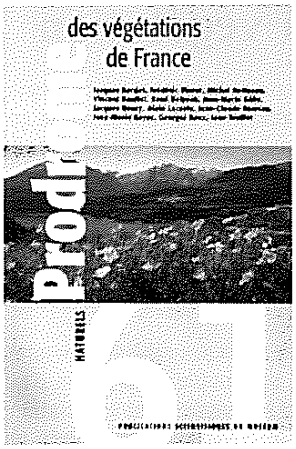
L'inventaire rigoureux des habitats et de la végétation, surtout pour des réserves naturelles de grande taille, nécessite la mise en oeuvre d'un plan d'échantillonnage pour définir la localisation des stations de relevé.
Une connaissance des grands types de milieux répartis sur la réserve est un préalable à l'échantillonnage. Cette connaissance peut être obtenue soit par des observations de terrain sur toute la réserve, quand celle-ci est de petite taille, soit par l'analyse de photographies aériennes (voir page 55), notamment quand

LES CAHIERS D'HABITATS
Ils ont pour objectif, en référence à la Directive n°92/43/CEE dite « Habitats », de faire l'état des connaissances scientifiques et techniques, sur chaque habitat (annexe I) et espèce (annexe II) pour lesquels la France est concernée et d'en faire une synthèse sous forme de fiches, selon une double approche :
– scientifique (identification, synthèse écologique) ;
– technique (cadre de gestion).
Sept tomes constituent ces cahiers : Tome 1 : Habitats forestiers (2 volumes, 2001) ; Tome 2 : Habitats côtiers ; Tome 3 : Habitats humides ; Tome 4 : Habitats agropastoraux ; Tome 5 : Habitats rocheux ; Tome 6 : Espèces végétales ; Tome 7 : Espèces animales.
Chaque habitat est décrit sous forme d'une fiche dans laquelle figure :
– Caractères diagnostiques de l'habitat : caractéristiques stationnelles ; variabilité ; physionomie, structure ; espèces « indicatrices » du type d'habitat.
– Correspondances phytosociologiques.
– Dynamique de la végétation.
– Habitats associés ou en contact.
– Répartition géographique.
– Valeur écologique et biologique.
– Divers états de l'habitat, état de conservation à privilégier.
– Tendance évolutives et menaces potentielles.
– Potentialités intrinsèques de production.
– Cadre de gestion.
– Inventaires, expérimentations, axes de recherche à développer.
– Bibliographie.

Fiche pratique n°2.A

Des références pour les habitats

Diverses sources aideront les gestionnaires à déterminer les habitats une fois les relevés effectués :
- les cahiers d'habitats publiés par La Documentation Française (voir encadré page précédente),
- les diverses publications relatives à la typologie Corine Biotope et la Directive Habitats-Faune-Flore,
- le Prodrome des végétations de France,
- la clé de toutes les associations françaises réalisée par GUINOCHET (1973). Chaque association est décrite avec toutes les espèces et caractéristiques.



• Quelques références bibliographiques à utiliser pour faciliter la détermination des habitats (liste non exhaustive).

BARDAT J., BIORET F., BOTINEAU M., BOULLET V., DELPECH R., GEHU J.-M., HAURY J., LACOSTE A., RAMEAU J.-C., ROYER J.-M., ROUX G. et TOUFFET J., 2004. Prodrome des végétations de France. Muséum national d'Histoire naturelle. Patrimoines naturels 61. Paris : 171 p.

BISSARDON M. et GUIBAL L (Réd.), RAMEAU J.-C. (Coord.), 1997. Nomenclature CORINE Biotopes. Types d'habitats français. ENGREF, MNHN, LIFE : 217 p.

Directive 97/62/CE du Conseil du 27 octobre 1997 portant adaptation au progrès technique et scientifique de la directive 92/43/CEE concernant la conservation des habitats naturels ainsi que de la faune et de la flore sauvages.

RAMEAU J.-C., (non daté). Typologie phytosociologique des habitats forestiers et associés. Types simplement représentatifs ou remarquables sur le plan patrimonial. Tome 2-1 Complexes riverains. Ministère de l'Agriculture et de la Pêche, Direction de l'espace rural et de la forêt.

RAMEAU J.-C., (non daté). Directive « Habitats ». Habitats représentés dans la France continentale et le Massif central. ENGREF, SFF : 176 p.

RAMEAU J.-C., GAUBERVILLE C. et DRAPIER N., 2000. Gestion forestière et diversité biologique. Identification et gestion intégrée des habitats et espèces d'intérêt communautaire. France, domaine atlantique. ENGREF, ONF, IDF : classeur.

ROMAO C., 1996. Manuel d'interprétation des habitats de l'Union européenne. Version EUR 15. Commission européenne, DG XI : 109 p.

Des publications scientifiques sur les habitats régionaux peuvent aider le gestionnaire à identifier les habitats présents dans la réserve naturelle : BAUDIERE, 1993 ; BARDAT (1993) ; BRAUN-BLANQUET (1952) ; DEVILLERS *et al.* (1989 bet 1991) ; BIORET *et al.* (1994) ; BOUNERIAS *et al.* (2002), etc.
Il est fortement conseillé de se référer aux études réalisées par des phytosociologues dans la région où se trouve la réserve naturelle.

Quelques clés de détermination de la flore:
BONNIER G., 1990. La grande flore en couleur
FOURNIER P., 1997. Les quatre flores de France
LAMBINON et al., 1992. Nouvelle Flore de la Belgique, du Grand-Duché de Luxembourg, du Nord de la France et des régions voisines (Ptéridophytes et Spermatophytes).
DUME, RAMEAU et MANSION, Flore forestière française, Tome 1 : Plaines et collines(1989) ; Tome 2 : montagnes (1993). Vol. 3 à paraître.

se juxtaposent de nombreux petits milieux homogènes qui ne favorisent pas une méthode de choix de l'emplacement des relevés de manière aléatoire. Dans tous les cas, l'utilisation de photographies aériennes de diverses sources (IGN, réalisées par ULM...) est un gain de temps puisque cela permet de réaliser une première cartographie rapide des milieux et, bien souvent, de distinguer les grands habitats qui paraissent homogènes (milieux boisés ou ouverts, habitats secs ou humides...). C'est sur ces zones homogènes que seront réalisés les relevés, selon un nombre et un emplacement à définir. En plus de l'aide de photographies aériennes, la connaissance qu'a le gestionnaire du terrain facilite cet échantillonnage.

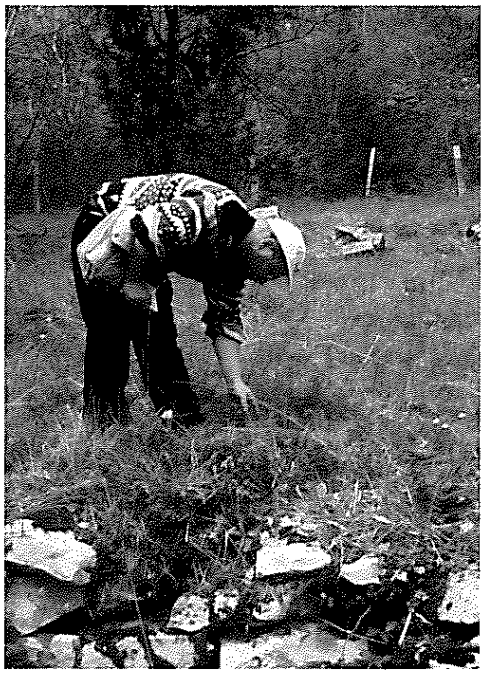
Le degré de finesse de connaissance des milieux naturels dépend des objectifs mais aussi de la configuration du site (grandes unités ou mosaïque de milieux) et surtout de sa taille. Il varie selon la méthode employée.

Choix du hasard :
- La méthode la plus courante est le pointage hasardeux sur une carte précise ou mieux sur une photographie aérienne à grande échelle.
- Une autre méthode consiste à se servir d'une table de nombres au hasard en utilisant un quadrillage ou les coordonnées de la carte à grande échelle.

Choix en fonction de règles pré-établies :
Cette technique convient parfaitement pour l'étude de placettes expérimentales. Les lignes de points contacts sont positionnées selon les diagonales ou les médianes de la placette ou selon tout autre critère défini.
Choix selon les critères d'homogénéité du milieu :
Tels qu'ils ont été définis par la méthode phytosociologique (voir Fiche méthode n°2.1).

Cinq types d'échantillonnage existent et peuvent être utilisés pour localiser les relevés, selon l'objectif visé par le gestionnaire : échantillonnage subjectif, au hasard, systématique, stratifié, mixte (pour en savoir plus se référer au Cahier technique n°72 édité par l'ATEN).

Sur chaque type de milieu identifié lors d'un prézonage, le gestionnaire pourra relever la végétation le long de transects (notamment s'il y a des variations liées à des niveaux d'eau, des gradients de salinité...) ou dans des quadrats aléatoires ou répartis dans les différents milieux. A noter que les relevés réalisés sur des surfaces peuvent être positionnés le long de lignes permanentes (quadrats le long d'un transect).



D. LANGLOIS

Dans le cas de mosaïque de milieux, LECOMTE et LE NEVEU (1986) conseillent de réaliser des relevés à chaque modification du tapis végétal. L'intérêt de cette méthode est qu'elle intègre l'hétérogénéité de la végétation et qu'elle permet de suivre les évolutions spaciales de la végétation au cours du temps.

2.1.4. Quelles méthodes utiliser ?

De l'inventaire des habitats (souvent cartographique) à leur analyse évolutive, il existe plusieurs méthodes d'étude décrites dans ce chapitre et dans les fiches méthodes associées.
Les méthodes de relevé de végétation sur le terrain, sur la station d'échantillonnage placés au hasard ou non, peuvent être classées en trois grandes catégories :

1. Les méthodes de prélèvement de la végétation (et notamment la méthode de DE VRIES, voir Fiche méthode n°2.6). Ces méthodes sont particulièrement utilisées pour définir des densités ou des biomasses.
2. Les relevés sur des surfaces (placettes ou quadrats) : ils consistent à établir une limite autour d'un relevé de végétation et de compter et mesurer la taille des plantes à l'intérieur.
3. Les méthodes dites « intercept », on peut en distinguer trois :

- la méthode qui permet de compter sous le pied, en marchant à travers la végétation, le nombre de contacts avec les plantes. Cette méthode n'est pas utilisée dans les réserves naturelles.
- les méthodes qui consistent à mesurer les plantes au niveau d'une intersection avec une ligne d'échantillonnage (méthodes des transects et variantes, voir Fiche méthode n°2.8),
- et les points contacts qui mesurent le contact d'une aiguille passée à travers la végétation (méthode de Daget-Poissonnet et variantes, voir Fiche méthode n°2.7).

Le gestionnaire devra choisir la méthode la plus adaptée aux objectifs fixés et aux résultats qu'il souhaite obtenir.
L'inventaire des espèces, de leur abondance-dominance et de leur recouvrement sur des carrés de référence correspondant à l'aire minimale peut se révéler suffisant pour l'inventaire des habitats cités dans la directive européenne, sans qu'un traitement statistique très poussé soit nécessaire. Si le gestionnaire souhaite faire un inventaire précis des habitats au niveau de l'association végétale, il devra alors relever les données et les analyser selon la méthode phytosociolo-

La majorité des gestionnaires de réserves utilisent des méthodes de relevés phytsociologiques pour une connaissance fine, jusqu'à la définition des associations végétales, des milieux naturels les plus caractéristiques ou jugés prioritaires de la réserve.

gique complète de BRAUN-BLANQUET (voir fiches méthodes n° 2.1 à 2.4), plus lourde à mettre en place.
Si le gestionnaire souhaite obtenir des données d'abondance sur les espèces, il pourra utiliser des méthodes de relevés des données à des points localisés dans des quadrats (points quadrats) ou le long des transects (points contacts). La fréquence de chaque plante au niveau de chaque point permettra d'évaluer l'abondance des unes par rapport aux autres.

2.1.5. Quels paramètres noter ?

Quelle que soit la méthode utilisée, les données recueillies sont au minimum la liste et l'abondance des espèces végétales, soit dans une placette, soit le long d'une ligne.

On pourra relever des paramètres qualitatifs et quantitatifs :
- le degré de sociabilité,
- le coefficient d'abondance-dominance de BRAUN-BLANQUET (voir Fiche méthode n°2.2),
- le nombre de contacts (avec un transect, une ligne),
- le nombre d'individus global (fleuris ou non) de la population,
- éventuellement la phénologie,

Les paramètres physionomiques suivants peuvent être mesurés :
- le port de la végétation : formes, volumes
- les couleurs et variations saisonnières du couvert
- la densité de la végétation = recouvrement en %
- la densité de plantes (densité de tiges et d'épis pour les roseaux par exemple),
- la hauteur de la végétation
- la régularité du couvert végétal (hauteur mini et maxi) : formations rases, ouvertes et formations hautes, fermées (voir fiche pratique 2.B)

RNN ST QUENTIN EN YVELINES

Inventaire botanique dans la RNN de Saint-Quentin-en-Yvelines

Il existe une relation directe entre la croissance des plantes et les facteurs abiotiques (climat, géologie, géomorphologie, qualité et quantité d'eau, nature du sol, exposition, etc...). Les résultats d'études sont d'ailleurs la plupart du temps inexploitables s'ils ne sont pas couplés à des données liées à ces facteurs. En parallèle à une étude de la végétation, le gestionnaire devra donc s'intéresser à la connaissance du milieu physique (voir chapitre 1).

2.1.6. Quand se rendre sur le terrain ?

La période la plus propice à l'étude des habitats est le printemps, lorsque les plantes sont en fleur. Des espèces printanières ne sont plus visibles à la saison estivale, d'où l'intérêt de répéter un relevé deux ou trois fois dans l'année afin d'obtenir une liste floristique complète. Si des méthodes cartographiques sont utilisées, par exemple avec utilisation de photographies aériennes, la période est choisie en fonction de la possible distinction des unités de végétation vues d'en haut. Par exemple il sera plus facile de distinguer certains habitats ou certaines essences arborées selon les couleurs des feuilles à l'automne ou des bourgeons au printemps (cas des saules par exemple).

Toutes les plantes ne fleurissent pas chaque année. Un individu peut donc correspondre à une plante fleurie ou pas.

Les relevés d'un suivi floristique doivent être effectués à la même époque chaque année. Le pas de temps va dépendre de l'objectif du gestionnaire et de la réponse de la végétation. Par exemple, une cartographie de la végétation tous les dix ans peut suffire pour un suivi de l'évolution des types de végétation sur un site (pour la dynamique fluviale par exemple). Un suivi annuel est à l'inverse vivement conseillé pour la végétation herbacée.

2.1.7. Qui réalise les études ?

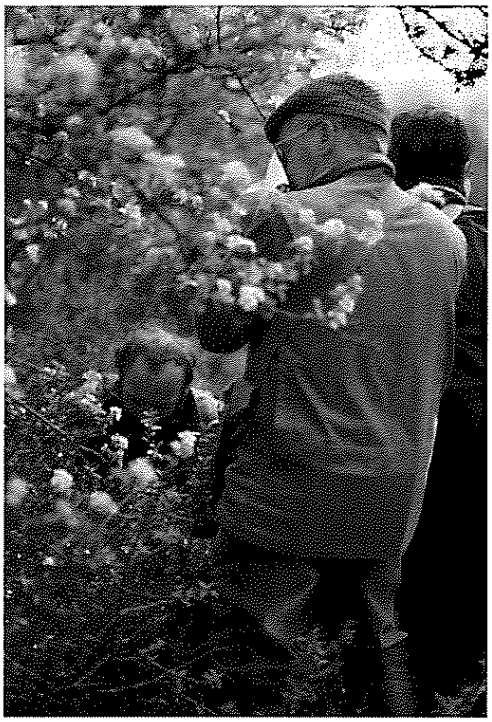
Tout dépend des objectifs et de la méthode utilisée.
La réalisation d'une carte des grandes unités écologiques est facilement réalisable par le gestionnaire à partir de sa connaissance du terrain ou de l'analyse de photographies aériennes.

La réalisation d'un inventaire et d'une carte détaillée des habitats naturels est un peu plus complexe car elle nécessite de réaliser des relevés de végétation, voire phytosociologiques. Si le gestionnaire en a les compétences il pourra les réaliser lui-même, sinon il fera appel à un phytosociologue, ou au minimum fera valider ses résultats par une personne compétente.
La surveillance des espèces végétales peut être réalisée par le conservateur de la réserve, même s'il n'est pas botaniste, à condition qu'il sache parfaitement reconnaître les espèces présentes sur la réserve.

2.1.8. Réseaux de suivi et groupes de travail

Parmi les plus connus dans les réseaux d'espaces naturels :
- Réseau Zones Humides du plan d'action national avec les six pôles relais et Observatoire des Zones Humides (IFEN), www.onzh.fr
- Groupes thématiques de la commission scientifique de RNF (roselières, milieux alluviaux, milieux forestiers, milieux pâturés, milieux ouverts, îlots marin et milieux sous-marin),
- Groupe Pelouses sèches de la fédération des Conservatoires régionaux d'espaces naturels.

Certaines méthodes recueillent des données subjectives (classes de recouvrement, degré de sociabilité...). Ainsi, il est vivement souhaité que la même personne réalise les relevés d'une année sur l'autre. Cela permet aussi de minimiser les imprécisions telles que la surestimation des espèces en fleur ou la sous-estimation des espèces grêles (CHERRIERE, 1997). Il est donc déconseillé de faire appel à des stagiaires.



CDPNE

Scientifiques à la recherche de mousse dans la RNN de Grand Pierre et Vitain

2.2. Choisir une méthode d'étude de la végétation en fonction des objectifs

2A. DESCRIPTION DE LA VEGETATION

La condition préalable à l'inventaire des habitats est la connaissance des plantes présentes sur le site étudié. La première démarche est donc l'inventaire des espèces.

2A1 INVENTAIRES FLORISTIQUES (RICHESSE SPECIFIQUE)

Les inventaires botaniques sont effectués dans le but d'estimer la richesse floristique de la réserve naturelle ou de rechercher une espèce particulière.

2A1.1. Prospections aléatoires

Certaines données sur la flore présente dans les réserves sont obtenues sans méthode d'échantillonnage particulière. Cependant, le gestionnaire ne pourra pas prétendre avoir réalisé un inventaire complet de la flore s'il ne le fait pas avec une méthode d'échantillonnage précise et définie avant de se rendre sur le terrain.

2A1.2. Recherche ciblée ou systématique

Les inventaires peuvent être effectués à partir de recherches systématiques dans les habitats susceptibles d'héberger des espèces ou un groupe d'espèces particulier. Il peut par exemple s'agir d'une espèce dont la présence a été notée dans la bibliographie relative à la réserve et qui doit être recherchée. Il n'est d'ailleurs parfois utile de se plonger dans des études réalisées par des étudiants, scientifiques ou naturalistes amateurs qui ont travaillé sur le territoire de la réserve naturelle. On peut aussi décider d'échantillonner le territoire de manière systématique en délimitant des carrés d'observation.

La réalisation d'inventaires floristique et des habitats nécessite de savoir reconnaître les espèces. La reconnaissance des plantes n'est pas toujours évidente et l'utilisation de flores régionales est souvent nécessaire. Le gestionnaire pourra faire appel à un spécialiste la première année et apprendra, si le nombre d'espèces n'est pas trop élevé, à reconnaître les plantes présentes sur le site pour effectuer lui-même les relevés les années suivantes. Pour certaines espèces « douteuses » la présence devra être confirmée par des spécialistes. Le gestionnaire pourra, s'il le souhaite, constituer un herbier.

2A1.3. Méthode des points contacts

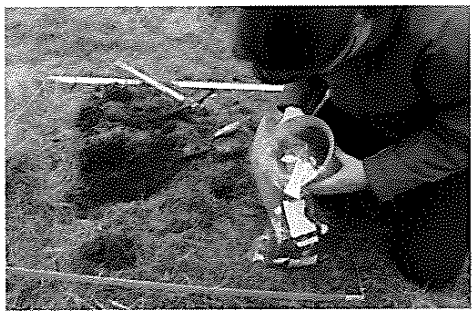
En milieu herbacé l'estimation de la richesse floristique est plus souvent estimée à partir de la méthode des points contacts (voir page 54). C'est une méthode linéaire dont l'échantillonnage est systématique : on détermine toutes les espèces végétales présentes à intervalles réguliers.

2A1.4. Relevé phytosociologique

Les relevés phytosociologiques, qui ont avant tout pour objectif d'effectuer un suivi de la végétation, peuvent être utiles pour l'estimation de la richesse floristique d'un site, notamment lors de la phase de recherche de la taille de l'unité d'échantillonnage (c'est-à-dire l'aire minimale) parce qu'on y relève un certain nombre d'espèces végétales (voir Fiche méthode n°2.1).

2A1.5. Analyse de la banque de graines

La richesse floristique ne comprend pas seulement les espèces visibles mais aussi celles présentes dans le sol uniquement sous la forme de graines. Des graines peuvent être mises en culture pour des recherches d'espèces aujourd'hui disparues (dans les tourbières notamment). Ces techniques ne sont réalisables que dans des cas particuliers et en collaboration avec des laboratoires (conservatoire botaniques notamment).



CDPNE

Récolte dans un quadrat de 1,2 litre de sol pour étudier la banque de graines dans la RNN de Grand Pierre et Vitain

Le traitement des données issues de l'inventaire floristique

D'après DAGET et POISSONNET (1971), la richesse floristique d'un milieu herbacé s'établit en prospectant sur une aire de 16 m². On parlera alors de :
- flore très pauvre, lorsqu'il y a moins de 10 espèces recensées sur 16 m²,
- flore pauvre, lorsqu'il y a entre 11 et 20 espèces,
- flore moyenne, lorsqu'il y a entre 21 et 30 espèces,
- flore assez riche, lorsqu'il y a entre 31 et 40 espèces,
- flore riche, lorsqu'il y a entre 41 et 50 espèces,
- flore très riche, lorsqu'il y a plus de 51 espèces.

2A2 STRUCTURE DE LA VEGETATION

Définition :
La structure de la végétation est la manière dont les individus végétaux sont répartis et agencés les uns par rapport aux autres verticalement (stratification) ou selon des plans parallèles à la surface du terrain (recouvrement).

La caractérisation des formations végétales est importante pour expliquer la présence de certaines espèces animales qui dépendent plus ou moins de la structure de la végétation, c'est-à-dire leur répartition et leur recouvrement associés à différentes strates (cas des oiseaux ou encore des orthoptères), mais aussi pour expliquer la dynamique de la végétation.
L'hétérogénéité (ou l'homogénéité) de la structure de la végétation est appréciée grâce à des critères visuels simples qui permettent de décrire chaque élément physionomique à partir de l'observation directe sur le terrain, sans faire appel à des critères botaniques. Ce sont pour la plupart des méthodes simples d'application, facile à mettre en place, peu coûteuses en temps et en matériel. Leur adaptabilité aux conditions et aux types d'études réalisées est très importante. Cependant, l'absence de valeur statistique de ces méthodes ainsi que leur quasi-impossibilité de transposition d'un site à un autre limitent la portée de ces analyses.

La structure de la végétation est la manière dont les plantes sont réparties et agencées les unes par rapport aux autres. La stratification (hauteur des espèces dans chaque strate) est exprimée à l'aide de quatre strates principales permettant de décrire la structure verticale de la végétation : arborescente, arbustive, herbacée et muscinale.

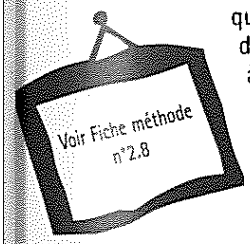
2A2.1. Relevé physionomique dans un quadrat

Les relevés sont effectués dans un carré de référence dans lequel l'observateur note le taux de recouvrement de chaque strate sans tenir compte des espèces. Les relevés permettent, par la constitution de blocs diagrammes, de réaliser des pyramides de végétation, lesquelles permettent de caractériser le stade d'évolution de la végétation dans un profil d'évolution. Elles peuvent servir à analyser la dynamique de la végétation si la méthode est reproduite avec un pas de temps suffisant pour faire apparaître des changements de végétation.

Une pyramide de végétation est établie sur une fiche ou sont portés le lieu du relevé, l'altitude, l'exposition, le substrat et la pente.
La végétation est représentée selon son recouvrement et par le pourcentage des différentes essences par strate. La pyramide comporte :
– en abscisse, le pourcentage du recouvrement végétale ainsi que les essences présentes par strate,
– en ordonnée, la hauteur des arbres en mètres.

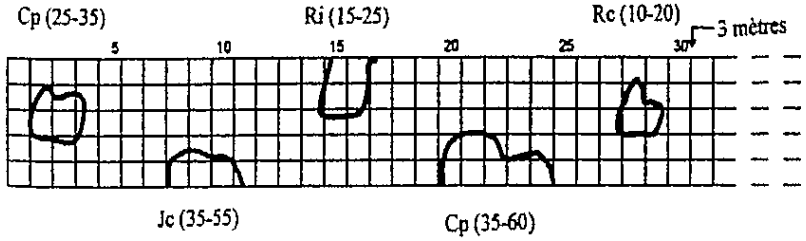
2A2.2. Relevé physionomique le long d'un transects

BLONDEL et CUVILLIER (1977), proposent une méthode de relevé de la structure de la végétation le long d'un transect poursuivant un objectif de suivi des principales caractéristiques structurelles et floristiques de la végétation (voir encart page suivante).



Il existe aussi une méthode dite du transect en bande (ETIENNE, 1996) qui consiste à délimiter une bande de « x » mètres de long sur 50 cm de large (transect gradué matérialisé sur le terrain par deux T en vis à vis délimitant le rectangle). Sur un papier quadrillé représentant cette bande, les touffes de végétation observées en projection verticale sont dessinées (voir figure ci-dessous). L'espèce et la hauteur de la touffe (Hi) sont notées. A l'aide du quadrillage, il est possible de calculer sa surface (Si). On a ainsi directement le recouvrement (R) et le phytovolume total (VT) pour chaque transect.

Le recouvrement peut également être mesuré à partir de la méthode des lignes segmentées. Celles-ci (voir Fiche méthode n°2.8) permettent de réaliser les mêmes calculs que les quadrats. Le pourcentage de recouvrement d'une espèce peut être évalué en mesurant la longueur de ligne « occupée » par cette espèce, par rapport à la longueur totale de la ligne.



Source : MAES (2002)

M. MARCHYLLIE

Dispositif d'évaluation de la structure verticale de la roselière dans la RNR du Romelaëre

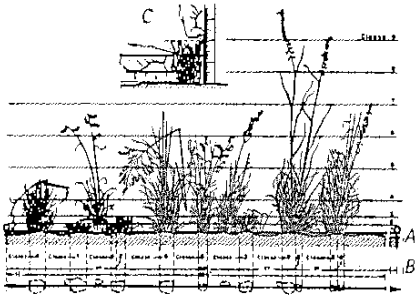
Structure de la végétation le long d'un transect
Méthode de relevé :
Deux lignes droites de 50 mètres, qui se croisent orthogonalement en leur centre au niveau du repère, sont matérialisées sur le terrain par des cordelettes, maintenues par de petits piquets (type cordeau de jardinier). Les points de relevés sont repérés sur le terrain par des piquets numérotés. Les cordelettes comportent un repère (nœud...) tous les deux mètres (soit 50 au total en prenant en compte également une extrémité sur deux).

Paramètres relevés :
Au niveau de chaque repère, l'observateur note la présence ou l'absence de la végétation dans chacune des 9 strates suivantes : 0 - 0,05 ; 0 - 0,25 ; 0,25 - 0,5 ; 0,5 - 1 ; 1 - 2 ; 2 - 4 ; 8 - 16 ; et plus de 16 mètres. Les limites des strates sont déterminées à l'aide d'une aiguille graduée jusqu'à un mètre, puis par simple estimation. En cas de présence de végétation, l'observateur indique, dans la case correspondante d'un tableau de relevé, le nom abrégé des ou de l'espèce dominante concernée.

Avantage de la méthode :
Dans la mesure où, pour les herbacées, seule la distinction entre graminoïde et autres espèces est requise, ces relevés ne nécessitent pas de connaissance approfondie en botanique et peuvent être assurés par des « non spécialistes éclairés » (distinction des principales essences d'arbres et d'arbustes). La réalisation est par ailleurs relativement rapide. Une équipe de deux observateurs peut, avec un peu de pratique, effectuer un relevé en 30 minutes environ.

Analyse des données :
A partir du tableau de relevés, le niveau d'encombrement par strate - rapport, exprimé en pourcentage, du nombre de points de présence de la végétation (ou d'une espèce ou groupe d'espèces) sur le nombre total de points de mesure (50) - peut entre autres, être calculé.

adapté d'après BLONDEL et CUVILLIER (1977).



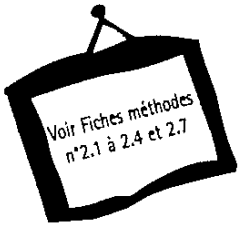
Mesure du recouvrement linaire d'après CANFIELD (1942). A. Portion de ligne montrant la position du ruban par rapport à la végétation et les hauteurs limites de classes. B. Vue en projection horizontale de la ligne. C. Mode de mesure des interceptions et des hauteurs

2A2.3. Profils architecturaux en milieux forestiers

On peut aborder la structure forestière par une approche individuelle en utilisant l'analyse architecturale, mais ces méthodes sont surtout utilisées pour connaître la dynamique forestière (voir page 63).

2A2.4. Relevés phytosociologiques

Le taux de recouvrement d'une espèce peut être mesuré à partir des relevés phytosociologiques effectués sur des quadrats de végétation. BRAUN-BLANQUET et PAVILLARD (1932) ont choisi des intervalles de classes très larges (25 %), pour contourner la difficulté de vouloir déterminer de visu et avec précision le recouvrement d'une espèce dont les individus sont enchevêtrés avec les individus d'autres espèces. Mais leurs relevés ont une précision insuffisante pour une étude fine de la structure d'un peuplement ou de son évolution dans le temps. La méthode de DAGET et POISSONNET permet une appréciation quantitative du recouvrement.

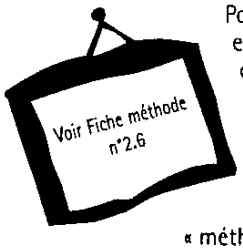


2A3 APPROCHE QUANTITATIVE PAR MESURE DE LA BIOMASSE

Il existe des méthodes précises de caractérisation de la végétation herbacée, telles celles liées à des mesures de la biomasse. Elles sont peu utilisées dans les réserves en règle générale, car elles nécessitent des mesures en laboratoire.

Définitions
Biomasse : poids total de matière vivante sèche de plante par unité d'aire.
Productivité : vitesse de production de la biomasse (sur l'année).
Production : matière élaborée aboutissant à l'augmentation de la biomasse.
Productivité primaire : toute la biomasse produite à partir des producteurs primaires.

2A3.1. Méthode de DE VRIES (milieux herbacés)



Pour les milieux herbacés, la mesure de la biomasse peut être effectuée par la méthode de DE VRIES (1948). L'étape initiale de cette méthode consiste à localiser des quadrats au hasard ou des transects dans l'aire à échantillonner. Dans ces quadrats, la végétation est coupée à la surface du sol et apportée en laboratoire. Cette méthode, dite aussi des poignées, est laborieuse et destructive, mais est essentielle si l'on cherche à caractériser les propriétés fonctionnelles de la végétation. Dite aussi « méthode des prélèvements », elle permet de déterminer la valeur fourragère d'une prairie.

Fiche pratique n°2.B

Structure de la végétation

Chaque grande formation végétale (forêt, lande, prairie, roselière, ...) est caractérisée par son organisation en strate(s) homogène(s).

Structure verticale :

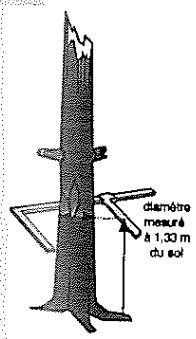
La méthode d'analyse de l'organisation verticale la plus utilisée est la suivante (BOURNÉRIAS,1979 et OZENDA, 1974) :

- **la strate arborescente (A)** : arbres de plus de 7m. Elle est souvent subdivisée en strate supérieure (arbres de première grandeur, souvent en futaie) et strate arborescente inférieure (arbres de deuxième grandeur, et taillis ou baliveaux des arbres de première grandeur). Elle est caractérisée par la dominance des phanérophytes.
- **la strate arbustive (a)**, de 1 à 7m (parfois subdivisée à 3m). Les phanérophytes de type arbustif (le Houx, le Saule cendré) et les nanophanérophytes y sont déterminants. La strate arbustive comprend des arbustes mais aussi de jeunes individus qui pourront s'élever ultérieurement vers les strates supérieures. En région méditerranéenne, on parlera de maquis, de matorral.
- **la strate herbacée (H)**. Les pelouses et prairies au sens large sont des formations herbacées, rases pour les pelouses et moyennes à hautes pour les prairies, composées d'hémicryptophytes. On y trouve également des petits végétaux ligneux, des chaméphytes, de jeunes plants d'arbres ou d'arbustes. On peut distinguer les hautes herbes, les herbes normales et les herbes rampantes. Dans les prairies, on distingue les mégaphorbiaies ou prairies à Angélique, les microphorbiaies à Dorine (près des sources), les roselières (roseaux de plusieurs mètres), les parvoroselières composées de *Carex sp.*, les steppes, et herbiers à Posidonie. Les pelouses peuvent être amphibies (Scirpe), à plantes annuelles (qui ne se développent que quand il y a retrait d'eau) ou à plantes succulentes (Crassulacées, *Sedum sp.*).

Strates de végétation en milieu forestier tempéré ou méditerranéen

	En milieu forestier tempéré	En milieu méditerranéen
muscinale	0 - 0,10 m	0 - 0,10 m
herbacée	0,10 - 0,50 m	0,10 - 0,25 m
sous-arbustive	0,50 - 2 m	0,25 - 0,50 m
arbustive	2 - 7 m	0,50 - 1 m
sous-arbustive	-	1 - 2 m
arborée	7 - 15 m	2 - 7 m
arborescente	>15 m	7 - 15 m

Source : LACOSTE et SALANON (1969).

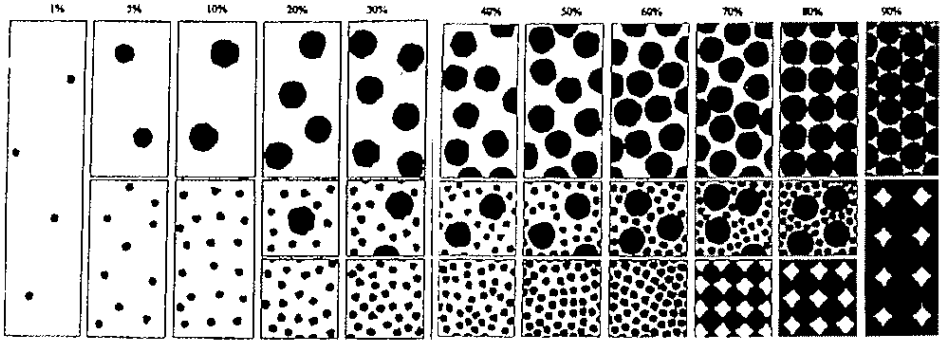


La mesure du recouvrement des arbres peut être appréciée par celle de leur surface terrière. Elle nécessite de définir le diamètre de chaque arbre à 1m 30 du sol (conformément aux normes internationales). Deux mesures perpendiculaires sont prises. On détermine ensuite une surface d'occupation au sol à l'ha. On compte le nombre d'individus par hectare : nombre de tiges pour 1 ha. On peut aussi chercher à connaître la surface au sol de la projection orthogonale des arbres. La couverture peut être définie comme la projection verticale du recouvrement d'une espèce sur la surface du sol, exprimée en fraction ou pourcentage d'une surface de référence.

- **la strate cryptogamique ou muscinale**. Elle se compose de bryophytes, de lichens, de champignons et de quelques petites herbacées.

Structure horizontale :

Elle se caractérise par le recouvrement des espèces végétales qui est l'expression en pourcentage de la continuité de la couverture végétale. Le recouvrement est variable selon le stade phénologique de l'espèce. Mousses, lichens et graminées changent peu de physionomie au cours de l'année, comparés à de nombreuses herbes ou plantes à fleurs.

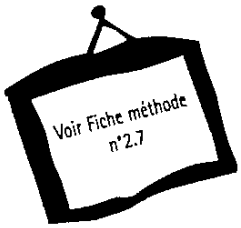


Pourcentage de recouvrement d'après PRODON

2A3.2. Méthode de DAGET et POISSONNET (milieux herbacés)

On peut estimer la biomasse à partir du calcul des Fréquences Spécifiques (FS) et les Contributions Spécifiques (CS). La méthode utilisée dans les réserves naturelles est celle de DAGET et POISSONNET (1969), parce qu'elle est facile à mettre en œuvre (sans pesées ni analyses de laboratoire), assez précise et largement appliquée .

DAGET et POISSONNET proposent de noter, pour chaque point de lecture, uniquement si l'espèce végétale est « présente » ou « absente ». Il existe une autre méthode qui préconise le recensement des nombres de contacts d'une espèce par point de lecture. Cela permet de définir une contribution spécifique plus près de la réalité et ainsi d'obtenir une valeur pastorale plus juste du milieu.



<u>BIOMASSE et VALEUR PASTORALE DES MILIEUX HERBACES</u>

Une Valeur Pastorale (VP) d'une prairie est un indice compris entre 0 et 100. La valeur 0 est attribuée à la terre nue ou à une formation végétale sans plante comestible, la valeur 100 à la prairie composée uniquement d'excellentes fourragères, par exemple le Dactyle aggloméré (Dactylis glomerata). Elle se calcule en faisant la somme de toutes les contributions spécifiques CS (voir Fiche méthode n° 2.7) des espèces, pondérées par les Indices de qualité spécifiques (Is) correspondants, et multipliée par 0,1 pour être comprise entre 0 et 1 :

$$VP = 0,1 \sum CSi \times Isi$$

La fraction de la biomasse produite par chaque espèce est proportionnelle à la Contribution Spécifique (CS). Mais, à biomasse égale, toutes les plantes ne se valent pas d'un point de vue alimentaire. Un Indice de qualité spécifique (Is), compris entre 0 et 10 inclus, d'autant plus élevé que l'espèce est meilleure sur le plan alimentaire est attribué à chaque espèce. L'Is tient compte de nombreuses données : vitesse de croissance, appétibilité, assimilabilité, digestibilité, etc. Il existe une relation entre la CSP et le poids de matière sèche par espèce.

RNF

2A3.3. Autres méthodes

- Une autre méthode indirecte dépend de la réflectance de différentes longueurs d'onde de la lumière par la végétation verte (PEARSON *et al.*, 1976). Un photomètre avec des photodiodes équipées de filtres est suspendu au-dessus du relevé. Cette technique ne semble pas être utilisée dans les réserves naturelles.
- Le traitement d'images satellites SPOT dans la RN de la Presqu'Ile de la Caravelle a permis d'évaluer la densité de végétaux et l'indice de biomasse.
- Pour une étude en milieu marin, on peut également tenir compte de paramètres tels que la masse après dessiccation de l'algue (VIGNES, 1969 in MOLINIER et VIGNES, 1971), le volume net et brut occupés par une espèce, les surfaces développée et projetée des végétaux.

Pour connaître la production primaire il faut déterminer la biomasse et la litière aux temps t1 et t2. Le calcul rigoureux de la production primaire est très difficile. On peut l'estimer par des méthodes indirectes (production de CO2 lors de la respiration). La technique de récolte est la plus souvent utilisée : on coupe, on laisse pousser puis, après 30 jours on recoupe. Pour une formation herbacée dominée par les plantes annuelles, la mesure de la biomasse maximum est considérée comme la production.

2A4 VARIATION DE LA VEGETATION SELON UN GRADIENT

L'organisation spatiale est fonction de variables environnementales. Sa connaissance permet l'analyse de la végétation selon un continuum. Selon BOURNÉRIAS (1979), l'observation sur le terrain d'une variation importante, dans le sens horizontal, de la structure de la végétation (changements de densité ou même disparition d'une strate) est le signe d'un changement écologique (variation progressive du substrat, effet lisière). Pour analyser l'hétérogénéité au sein d'une station ou dans l'intervalle entre deux stations, on s'intéresse aux passages entre type - c'est à dire à la variation spatiale et temporelle qui existe entre deux communautés. Deux cas peuvent se présenter lors de l'analyse des gradients : soit la transition est brutale, soit elle est relativement sensible.

<u>Quelques définitions</u>

Quand un facteur écologique a une variation d'intensité selon un gradient géologique ou topographique, les changements de la structure et de la composition floristique des phytocénoses en fonction du facteur considéré constitue un écocline .

🕮 Ouvrage à consulter :

MAES E., 2002. Le suivi de la végétation des pâturages. Présentation de méthodes simples pour l'analyse floristique et pour l'observation de la pression pastorale. GEODE, série méthodologique : 56 p. + annexes.

Un écotone est la zone de contact entre deux phytocénoses différentes ou entre deux stades successionnels d'une série de végétation. Il est caractérisé par un brutal changement dans la composition spécifique en liaison avec une discontinuité par exemple d'ordre topographique ou liée à une perturbation. Cette zone de transition peut avoir en propre des espèces caractéristiques, voire des propriétés fonctionnelles intrinsèques. Selon HOLLAND (1988), « l'écotone est une zone de transition entre deux systèmes écologiques adjacents qui possèdent un groupe de propriétés intrinsèques définies par l'espace et par l'intensité des interactions entre les deux systèmes écologiques adjacents ». La notion d'écotone recouvre donc un grand nombre de termes et de phénomènes.

2A4.1. Relevés de végétation le long de transects

Les transects sont mis en place lorsqu'il s'agit de caractériser la végétation le long de variations plus ou moins continues d'une variable (altitude, salinité, profondeur de la nappe). La mise en place de transects permet de mettre en évidence les différents gradients. Le long de ceux-ci on peut disposer des quadrats ou des points de relevés dans le sens de la plus grande variation. Les relevés sont alors effectués à l'aide de différentes méthodes : relevés phytosociologiques, méthode des points contacts...

La méthode la plus couramment utilisée pour apprécier la structure horizontale de la végétation en milieu herbacé dans les réserves naturelles est la méthode des points contacts, notamment celle de DAGET et POISSONNET (1971).

Voir Fiche méthode n°2.7 et 2.8

2A4.2. Description des caractéristiques de l'environnement

Afin de rendre compte de l'hétérogénéité spatiale et des causes de variations de cette hétérogénéité, les caractéristiques de l'environnement (édaphique, géologique, biotique, climatique) seront notées simultanément à la description de l'organisation spatiale des communautés végétales. La description se fait dans le sens de la plus grande différenciation sous forme de toposéquences.

Si une espèce est dense et vigoureuse dans une station ou si, même isolée, elle se reproduit (même végétativement), il est probable que le milieu lui convienne parfaitement. Cela n'implique nullement que la plante ne puisse trouver ailleurs des conditions qui lui conviennent également. Donc, la comparaison de très nombreux relevés de stations différentes permet d'apprécier la valeur caractéristique de chaque espèce, c'est à dire les liens plus ou moins étroits existant entre cette espèce et les conditions écologiques (BOURNÉRIAS, 1979).

RNN MARAIS D'ISLE

Suivi de la végétation d'une mare dans la RNN des Marais d'Isle

2B. DELIMITATION DES UNITES ECOLOGIQUES (PRE-ZONAGE DE LA VEGETATION)

L'inventaire et la cartographie des habitats naturels est réalisée pour fixer un état des lieux qui fasse référence pour suivre l'évolution des milieux et déterminer la dynamique de la végétation. Il s'agit dans une première étape de réaliser un pré-zonage, une sorte de premier « découpage de la réserve », pouvant servir de base à tout échantillonnage pour réaliser des relevés de végétation servant de base à l'identification des habitats. Ce pré-zonage est réalisé au sol quand la réserve naturelle peut être facilement parcourue sur toute sa surface, sinon à l'aide de supports photographiques aériens.

En terme de restitution des données, les cartes sont importantes car elles permettent de restituer de manière didactique l'inventaire des habitats naturels. La carte des unités écologiques selon la typologie Corine Biotopes (ou Natura 2000 actuellement utilisée) est d'ailleurs une des cartes à réaliser dans le cadre de la rédaction du plan de gestion.

2B1 UTILISATION DE PHOTOGRAPHIES

La cartographie des unités écologiques peut être réalisée en utilisant des photographies, aériennes la plupart du temps. L'utilisation de photographies permet, sans se rendre sur le terrain, d'avoir une première idée de la répartition et de la structure des différents milieux. Réalisées à basse ou haute altitude, ces photos permettent en effet de visualiser et de délimiter les secteurs de prairie ou de pelouse, les roselières, les milieux en eau, les milieux arbustifs et boisés. La couleur et la texture des différents éléments reconnaissables renseignent sur la nature de la végétation.

Verticales, les photographies permettent une perception rapide des faciès dans l'espace. Elles sont beaucoup plus utiles si elles sont prises avec un recouvrement de 60 % le long d'une ligne de vol et 10 % de chaque côté. La définition de la hauteur de la végétation est facilitée par l'analyse avec les techniques classiques stéréoscopiques qui permettent d'obtenir une vue en 3D. Une analyse stéréoscopique est d'ailleurs très utile en terrain accidenté.

2B1.1. Cartographie à partir de photographies aériennes réalisées à haute altitude

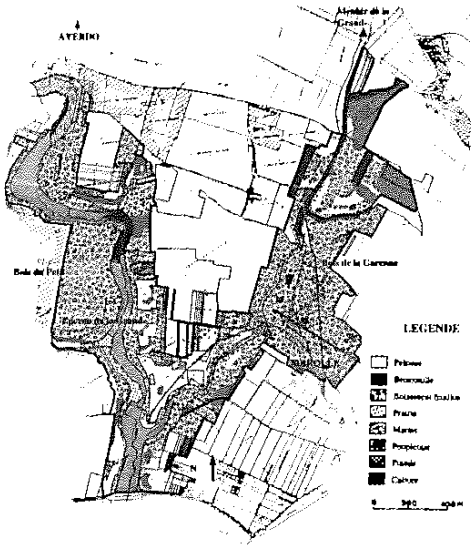
Il s'agit principalement de photographies issues de missions menées par l'IGN (Institut Géographique National) ou dans le cadre de l'IFN (Inventaire Forestier National). L'écart entre les missions est en général de 5 ans.
Il est possible, pour les réserves naturelles de grande taille, d'utiliser des images satellites, ou encore les données de couverture Corine Land Cover.
Les photographies aériennes de l'IGN sont de grande qualité et permettent de réaliser un découpage relativement précis des principaux milieux. Leur coût est relativement faible et il est recommandé au gestionnaire d'acquérir la ou les vues verticales de la réserve naturelle, outil utile pour la réalisation du premier plan de gestion.
La connaissance du terrain permet de confirmer le découpage réalisé à l'aide de support photographique, et de délimiter des secteurs homogènes de par leur morphologie ou leur composition en espèces végétales.

2B1.2. Cartographie à partir de photos réalisée à basse altitude

L'utilisation de photographies réalisées à basse altitude, généralement à partir d'ULM ou d'un petit avion, permet une meilleure approche du milieu. Ces prises de vues verticales sont souvent plus adaptées à la taille des réserves naturelles que ne le sont les photographies IGN. Les techniques développées par certains bureaux d'études permettent aujourd'hui des prises de vue verticales pour une utilisation en 3D. Le gros avantage, c'est qu'il sera possible de commander des prises de vue pour une échelle de cartographie voulue et avec une fréquence qui pourra être choisie par le gestionnaire (pour un suivi de l'évolution du milieu). Le choix de la période et des angles de prise de vue sera aussi fonction des objectifs du gestionnaire. L'inconvénient reste cependant le coût, plus élevé que l'achat de photographies IGN (voir Fiche pratique page ci-contre).

2B1.3. Cartographie à partir de photos paysagères

Un même paysage pris en photographie à différentes saisons peut aider à valider la cartographie des grandes unités écologiques.



Le report cartographique des unités écologiques de la RNN de Grand Pierre et Vitain est réalisé d'après l'analyse des photographies aériennes de la mission IGN.

2B2 CARTOGRAPHIE DIRECTE SUR LE TERRAIN ET UTILISATION D'UN GPS

Lorsque la réserve naturelle est de petite taille et lorsque les unités écologiques se distinguent facilement les unes des autres, la cartographie peut être réalisée directement sur le terrain, sans l'aide de photographies aériennes. C'est le cas par exemple des milieux de zones humides, souvent très limités spatialement. Du matériel sophistiqué de repérage de type G.P.S. peut être utilisé (voir photo ci-contre).

RNN GIRARD

Dans les RNN de Franche Comté, la cartographie des habitats est réalisée à partir d'un GPS. Il en existe différents types et plus leur précision est importante, plus leur coût est élevé.

2C. INVENTAIRE DES ASSOCIATIONS VEGETALES

Les habitats naturels au sens CORINE Biotopes, sont caractérisés par des unités phytosociologiques (associations végétales) qui représentent la façon dont les espèces sont organisées. Les unités supérieures de la classification des associations sont définies au moyen de groupes d'espèces caractéristiques se retrouvant dans une série d'associations et révélant par leur présence les affinités de tous ordres des associations (floristiques, écologiques, dynamiques, etc.).

Définitions
La notion d'association repose sur l'idée que les espèces végétales ne se regroupent pas au hasard, mais en fonction d'affinités en rapport avec les conditions de milieu. On constate en effet que certaines espèces sont plus souvent ensemble qu'avec d'autres.
BRAUN-PLANQUET (1952) définit une association végétale comme étant « un groupement végétal stable et en équilibre avec le milieu ambiant caractérisé par une composition floristique déterminée dans laquelle certains éléments révèlent par leur présence une écologie particulière et

Fiche pratique n°2.C

La prise de vue aérienne à basse altitude

Elle apporte des avantages de gain de temps et de coût faible sur tous les terrains :
- d'accès difficile (milieux humides, encaissés...)
- ou qui nécessitent des informations précises.

Classées et répertoriées, les prises de vues restituent des données à l'instant choisi, et permettent une utilisation diversifiée :
- en tant que document de travail : relevé de données, repérages, cartographie, description des milieux...
- en tant qu'archive : mémoire visuelle d'une situation à un instant précis, inventaire puis suivi d'évolution, contrôle,
- en tant que support pour une valorisation des informations : lors de comités de pilotages, d'éditions de documents de commmunication et d'actions de sensibilisation auprès des décideurs.

Le tableau ci-dessous permet d'avoir une utilisation efficace de la vision aérienne.

Si l'ensemble de la méthode est bien réglée, il faut compter réaliser 2000 ha par jour pour obtenir des photographies aériennes au 2500e, pour un coût d'environ 1,5 à 3 € HT l'hectare.

Pour les petites réserves naturelles, cette technique est plus coûteuse à l'hectare et il faudrait un regroupement de réserves pour faire baisser ce coût, la majorité du coût étant liée aux déplacements.

RNN utilisant ces méthodes : Bois du Parc, La Truchère-Ratenelle, Estuaire de la Seine, Sept-Iles, Iroise, Val de Loire, Delta de la Sauer, Moëze, Lilleau des Niges, Marais d'Yves, ...

ENVERGURE

Vue aérienne verticale de la RNN de l'Estuaire de la Seine réalisée à partir d'un ULM

Méthodes de travail utilisées par le bureau d'étude ENVERGURE

Echelle photo format A4	Echelle photo format 13 x 19	Surface ha	Champ (obj 50 mm)		Altitude m
			Larg m	Long m	
1/500e		1,6	217	104	157
	1/1000e	2,5	129	194	270
1/1000e		6,5	209	313	435
	1/2000e	10,0	259	388	539
1/2000e		26,1	417	626	870
1/2500e		40,8	522	783	1087
	1/5000e	62,8	647	970	1348

Source : Bureau d'études ENVERGURE (Côte d'Or).

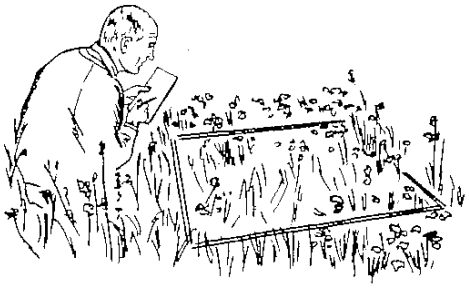
autonome ». Il s'agit d'un groupe de plantes apparaissant statistiquement plus souvent ensemble, d'une combinaison originale d'espèces dont certaines dites caractéristiques lui sont particulièrement liées, les autres étant qualifiées de compagnes. Les compagnes sont des espèces qui peuvent appartenir à plusieurs associations.
L'association végétale n'a qu'une existence statistique. Il s'agit d'un concept abstrait révélé par une forme concrète : l'individu d'association.
Le relevé phytoécologique est un échantillon de l'individu d'association (voir Fiche méthode n°2.1).

2C1 APPROCHE PHYTOSOCIOLOGIQUE

Pris au sein d'échantillons d'unités végétales pré-déterminées par l'analyse de photographies aériennes, les relevés phytosociologiques permettent de confirmer la carte des habitats (au sens des associations végétales).

La phytosociologie étudie les relations entre les plantes et de ce fait les associations végétales. Ces associations ne peuvent être définies précisément que sur la base de nombreux relevés floristiques traités de manière statistique, ce qui se limite souvent à des calculs simples, par exemple le calcul de fréquences (fréquence relative selon DAGET et POISSONNET ou encore fréquence de rencontre selon DE VRIES) ou de contributions spécifiques.

Dans le cas d'un inventaire très fin des habitats, la reconnaissance d'une association végétale et, éventuellement, leurs sous-associations, (voir Fiche méthode n°2.4) ne suffit pas, il faut aussi la décrire. Les résultats peuvent alors être présentés dans un tableau élaboré, accompagné d'un texte explicatif qui décrit chacune des associations végétales :
- *liste numérotée des relevés géoréférencés avec surface, recouvrement, nombre spécifique,*
- *combinaison d'espèces caractéristiques,*
- *espèces différentielles de variations :*
  - *écologiques : sous-associations,*
  - *géographiques : races,*
  - *physionomiques, structurales : faciès,*
- *espèces caractéristiques des unités supérieures (alliance ; ordre ; classe),*
- *espèces compagnes.*



La démarche phytosociologique selon BRAUN-BLANQUET
Etape analytique (Phase de terrain) :
- *L'identification des individus d'association : Définition des aires à échantillonner : unités homogènes de taille minimale.*
- *La description floristique et structurale des individus d'association : Réalisation des relevés floristiques.*

Etape synthétique (Phase de bureau) :
- *La classification des associations végétales : Traitement des données (tableaux).*
- *L'analyse des données : Détermination des associations végétales et description des habitats présents sur le site.*

Les relevés phytosociologiques ont trois fonctions principales :
- ils permettent de réaliser l'inventaire des associations végétales (habitats au sens CORINE Biotope), les relevés d'espèces sont alors organisés sous la forme d'un tableau pour aboutir à la détermination des associations,
- ils permettent de caractériser les associations végétales, tant par leur structure verticale (dans chaque strate), que par leur structure horizontale (recouvrement, à l'aide des coefficients d'abondance-dominance), mais aussi de définir comment se positionnent les espèces les unes par rapport aux autres,
- ils permettent également de réaliser un suivi de la dynamique de la végétation, en analysant l'évolution spatiale (recouvrement, apparition d'espèces dans certains quadrats) et temporelle (relevés annuels par exemple) des espèces végétales au sein des placettes échantillons.

On distingue en France deux écoles de phytosociologie :
- la phytosociologie sigmatiste,
- la phytosociolgie synusiale intégrée.

2C1.1. Méthode de Braun-Blanquet (phytosociologie sigmatiste)

Il s'agit de réaliser des relevés et des analyses selon la méthode phytosociologique de BRAUN-BLANQUET (1915,1932) ou méthode dite sigmatiste (de SIGMA, Station Internationale de Géobatonique Méditerranéenne et Alpine où elle a été développée par cet auteur) ou zuricho-montpelliérenne. Il s'agit d'une démarche en deux temps qui comprend une étape analytique (une phase de terrain qui consiste à réaliser les relevés en ayant au préalable défini les aires à échantillonner), suivie d'une étape synthétique (une phase post-terrain qui consiste à structurer et analyser les données afin d'en déterminer le nom des asso-

Voir Fiche méthode n°2.1 à 2.4

ciations végétales). Les relevés phytosociologiques peuvent être effectués dans des quadrats ou le long de transects.
L'école sigmatiste ne prend pas en compte la dynamique de la communauté, mais la fidélité des espèces au sein des syntaxons de base que sont les associations végétales. Il s'agit d'une méthode de description de la végétation. On relève le coefficient d'abondance-dominance et leur correspondance en % moyen de recouvrement.

2C1.2. La méthode synusiale intégrée

La phytosociologie synusiale intégrée est née dans les années quatre-vingt à partir des travaux de trois chercheurs : Bruno DE FOUCAULT (Université de Lille 2), François GILLET (Université de Neuchâtel) et Philippe JULVE. Pour ces chercheurs, elle n'est pas opposée à la sigmatiste, mais complémentaire. Elle émane des concepts développés au début du siècle mais tient compte de l'intégration paysagère et introduit des concepts systémiques et structuralistes, l'apport de méthodologies précisées (analyse dynamique, architecturale, écologique...). Cette méthode s'attache à décrire les plus petites unités visibles sur le terrain qui regroupent des espèces qui vivent ensembles et ont des stratégies de vie similaires. Toutes ces unités forment des synusies (communautés très homogènes du point de vue fonctionnel écologique) décrites indépendamment l'une de l'autre et les relations entre elles sont étudiées après cette analyse fine.
Un des points cruciaux de l'approche synusiale consiste en la prise en compte des types biologiques au sens de RAUNKIAER (1904, 1905), mais selon un découpage remanié (voir le site internet cité dans l'encart ci-dessous pour en savoir plus).

Liste des critères utilisés pour reconnaître les synusies végétales sur le terrain :
1. *Homogénéité floristique.*
2. *Homogénéité spatiale (espace vital en trois dimension).*
3. *Homogénéité des types biologiques.*
4. *Homogénéité phénologique.*
5. *Homogénéité dynamique.*
6. *Homogénéité du sol et du mésoclimat.*
7. *Homogénéité morphologique.*

A CONSULTER

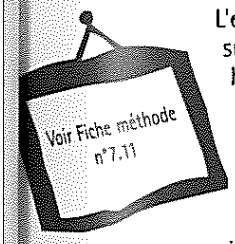
Site internet de Philippe JULVE : http://perso.wanadoo.fr/philippe.julve/
Pour en savoir plus, documents téléchargeables sur internet :
GILLET F., FOUCAULT B. de et JULVE P., 1991. La phytosociologie synnusiale intégrée : obets et concepts. *Candollea*, 46 : 315-340.
GILLET F., 1998. La phytosociologie synusiale intégrée. Guide méthodologique. Université de Neuchâtel, Institut de Botanique. *Docu. Labo. Ecol. Veg.* 1 : 68 p.
Consultez aussi : http://perso.wanadoo.fr/bblb/botanica/liens.html

La mise en place d'un système de suivi de l'état de conservation des habitats et des espèces est nécessaire afin de répondre aux articles 2 et 11 de la Directive Habitats-Faune-Flore. Dans le cadre de la démarche « plan de gestion », ce suivi doit permettre de procéder à l'évaluation périodique.
Il est important de disposer d'une méthode de description de l'état de conservation au « temps t », reproductible à intervalles réguliers, et permettant d'évaluer l'état de conservation des habitats et des espèces au « temps t+n », notamment en relation avec les mesures de gestion prises.
Source : Directive Habitats-Faune-Flore

2D. EVALUATION DE L'ETAT DE CONSERVATION ET DU DEGRE DE NATURALITE DES HABITATS

La connaissance de l'état de conservation des habitats et la compréhension de leur dynamique doit être mise en œuvre par le biais de suivis de leur état général, notamment pour les habitats les plus caractéristiques de la réserve, suivis qui permettront aussi d'évaluer et d'interpréter les résultats d'autres études menées sur la faune ou la flore.
Si les relevés de végétation peuvent apporter des informations sur l'état de santé des habitats, il existe peu de méthode pour mesurer l'état de conservation d'un habitat. Dans la plupart des sites, un suivi de la dynamique végétale est mis en place (voir plus loin).

2D1 SUIVI D'INDICATEURS

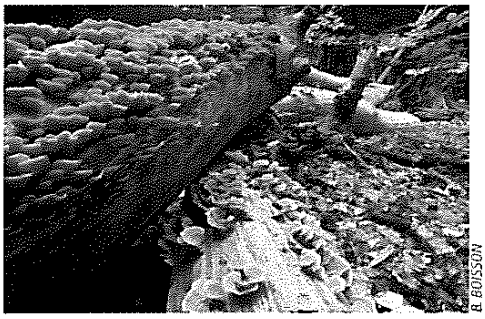


L'état de conservation d'un habitat peut être appréhendé à partir du suivi de populations animales. En milieu herbacé ou dans les zones humides, le suivi de certaines populations d'insectes peut, à long terme, donner des indications sur l'état de conservation du milieu.
Plusieurs protocoles ont été élaborés ou appliqués dans les réserves naturelles :
- suivi des populations de papillons Rhopalocères dans les milieux ouverts (pelouses...),
- suivi des Hydrophytes et des Odonates dans les milieux fluviaux.

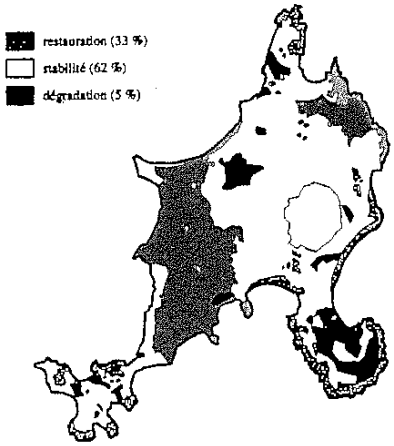
TOROSSIAN (1993) a montré que les « fourmis rousses des bois pouvaient servir

La caractérisation de l'état sanitaire de populations arborées (parasitisme notamment) est essentiellement appréciée à partir de méthodes descriptives de stations :
– comptabilisation des arbres morts, malades ou sains,
– étude du sol (mesure du pH),
– étude de la croissance des arbres (échantillons prélevés à la carotte).

Ouvrage à consulter :
Dossier forêt de la revue Espaces Naturels numéro de Juin 2004.
Guide rédigé par Olivier GILG (cahier technique de l'ATEN n° 74, 2004).


B. BOISSON

On sait que la présence du bois mort peut constituer un enjeu majeur en terme de biodiversité, en offrant des niches trophiques à de nombreux groupes très spécialisés. La nécromasse peut donc être interprétée comme une indication directe de la présence potentielle d'insectes (saproxylophages par exemple ou xylophages et cryptogames épiphytes).



Dynamique des milieux de 1990 à 1996 dans l'Archipel de Molène

d'indicateur biologique de dégradation du milieu forestier dans lequel elles vivent ». Il est possible de compter leurs nids.

2D2 ETUDE DE LA NATURALITE

2D2.1. Etude du bois mort (forêt)

Les méthodes existantes sont nombreuses, plus ou moins complexes, et l'adoption d'une méthodologie commune s'avère difficile à court terme (un important travail de compilation et de concertation étant nécessaire au préalable). Par ailleurs, l'ONF est également engagé dans une réflexion similaire pour son réseau de RBI et il serait judicieux d'adopter une méthodologie commune. Un protocole simplifié (version préliminaire) est proposé en Fiche méthode n°2.10). Les travaux engagés par le groupe « Forêts » de RNF tentent de répondre au besoin d'évaluation de l'état de conservation en incitant à des mesures de la naturalité en milieu forestier. La naturalité des forêts peut être mise en évidence par différentes méthodes ou présence de bioindicateurs. Il peut s'agir d'espèces remarquables.
La naturalité est reflétée par la présence de bois mort (nécromasse). L'objectif de telles études est d'analyser les processus de décomposition, les modifications physico-chimiques qui l'accompagnent, ainsi que les successions faunistiques, principalement d'insectes, qu'on peut observer. GILG (2004), cite les variables habituellement utilisées pour caractériser le bois mort et plusieurs méthodes pour le caractériser :
- la paléoécologie,
- les approches synchroniques,
- l'utilisation des catalogues de stations forestières,
- les modèles prédictifs,
- les approches empiriques.

Voir Fiche méthode n°2.10

2D2.2. Etude architecturale

L'étude architecturale peut prétendre à l'analyse de la naturalité des forêts et semble même être à ce jour le seul protocole qui puisse être employé dans l'analyse de la naturalité des peuplements, quelles que soient les conditions environnementales qui régissent le processus de croissance des arbres : modèle architectural proposé d'après les concepts de HALLE et OLDEMAN (OLDEMAN, 1974 ; 1989 ; 1990).

2D2.3. Autres méthodes

Ils existe d'autres approches appliquées pour caractériser les forêts à caractère naturel :
- la méthode proposée par l'action européenne COST (1999),
- les protocoles appliqués aux forêts des RNN du Ravin de Valbois (PIEL, WORDSWORTH, 1997), de la forêt de la Massane, du Massif du Grand Ventron (GILG *et al.*, 1997).

Ces méthodes s'accompagnent de description de critères relatifs au milieu (topographie, station, type d'humus, recouvrements des strates herbacées et arbustives, espèces végétales rares ou très représentatives des milieux spécifiques), de critères relatifs à la structure des peuplements (approche synthétique descriptive et approche dendrométrique quantitative) et des critères relatifs à l'histoire du peuplement.

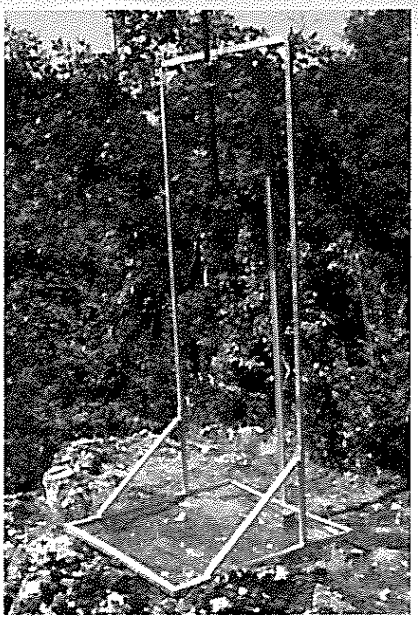
2E. SUIVI DE DYNAMIQUE DE LA VEGETATION

2E1. ANALYSE DE PHOTOGRAPHIES ET DE CARTES

La dynamique de la végétation peut être appréciée par comparaison de différentes cartes de répartition des habitats, réalisées à partir des relevés de terrain ou de vues aériennes effectués sur différentes années et qui donnent ainsi une indication de l'évolution spatiale.
L'étude diachronique de clichés anciens apporte des éléments de connaissance concernant l'historique du milieu, son évolution passée mais également sa dynamique actuelle.

2E1.1. Utilisation de photographies aériennes

L'utilisation de photographies prises au même endroit, à la même période chaque année et dans des conditions de hauteur, d'angle et de luminosité bien définies constitue un excellent moyen de mettre en évidence l'évolution diachronique de la végétation (essentiellement sa physionomie générale, c'est-à-dire la hauteur des strates, la couleur de la végétation, les densités, etc). Ces photographies sont particulièrement utilisées pour mesurer l'extension des habitats, le taux de colonisation des ligneux en milieu herbacé ou dans les roselières (extension des saules dans une roselière par exemple) ou encore évolution d'une rive, d'un trait de côte, d'un glacier. Elles permettent de réaliser une carte de synthèse de l'évolution des unités paysagères. Les photographies utilisées sont des vues aériennes (missions IGN ou réalisées par un prestataire), anciennes ou actuelles, prises avec un pas de temps régulier ou non (variable selon la vitesse d'évolution de la végétation). Les vues aériennes doivent être prises le long du même parcours pour faciliter leur comparaison. Ces méthodes exigent une grande rigueur.


CDPNE

Dispositif de prise de vue photographique pour le suivi de la bryoflore dans la RNN de Grand Pierre et Vitain

2E1.2. Réalisation de photographies paysagères

Il est également possible de réaliser au sol des photographies des paysages dans le but de réaliser une étude de leur évolution. Il s'agit alors de réaliser une série photographique c'est-à-dire une succession de prises de vue effectuées depuis le même emplacement selon le même cadrage et dans les mêmes conditions de lumière. Cette série photographique est établie à partir d'une prise de vue initiale.

Le principe consiste à photographier le même endroit à intervalles réguliers. Cela exige une grande rigueur. Ces photographies peuvent aider à visualiser l'ouverture ou la réouverture du milieu mais ne peuvent en aucun cas se substituer au suivi phytosociologique.

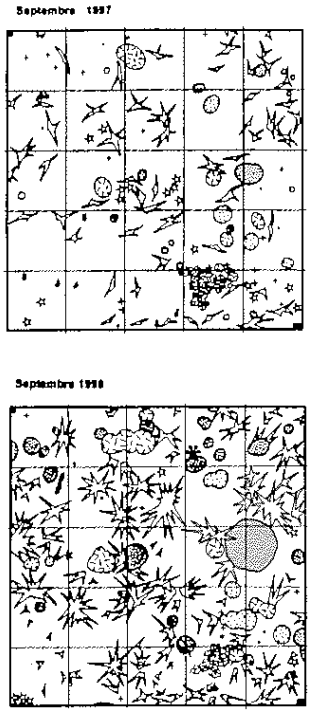
La procédure à respecter est la suivante :

- localiser précisément sur une carte les points de prise de vue : chaque année, les photographies devront être prises au même endroit,
- marquer sur le terrain l'emplacement des prises de vue. Selon la nature du sol, on peut utiliser pour se repérer des marques au sol,
- lors d'une « reprise de vue », il faut respecter l'état d'avancement de la végétation, la lumière, les conditions météorologiques, l'heure, afin de conserver le même type d'ombre, le format et la focale de l'objectif.

Voir Fiche méthode n°2.9

2E1.3. Cartotographie fine sur des placettes

Une cartographie fine de la végétation à l'échelle des individus ou des groupes d'individus est requise pour un suivi fin de la dynamique de la végétation. En milieu végétal herbacé, sur des placettes permanentes, la technique des points contacts dans un quadrat ou encore une cartographie de la présence-absence des espèces dans les mailles du quadrat (voir figure ci-contre) est utilisée. Ce type de cartographie est notamment recommandé pour un suivi de microhabitats ou pour un suivi après travaux de gestion. Le suivi est utilement complété par des prises de vue des placettes échantillons (voir photo).



Suivi de placettes d'étrépage dans la RNN de la Tourbière de Venec

Le suivi des opérations de gestion utilise les mêmes méthodes que l'analyse de la dynamique de la végétation, à la seule différence que les relevés sont localisés à la fois dans les secteurs gérés et dans des parcelles témoins car il est intéressant de disposer d'une station test dans laquelle aucun changement de gestion ne sera fait.

Si l'étude porte par exemple sur l'impact du pâturage, il faut créer un exclos où le troupeau ne pourra pas pâturer. L'exclos devra être permanent et suffisamment grand pour que la clôture, et « l'effet lisière » n'influencent pas le développement de la végétation. La clôture doit également être assez solide et profonde pour résister aux animaux, non seulement domestiques, mais aussi sauvages (sangliers ou lapins par exemple).

Le suivi doit donner des informations sur la dynamique de recolonisation des surfaces gérées aussi bien en termes de composition floristique que d'occupation différentielle de l'espace par les différentes espèces.

Au préalable, il aura été réalisé un « état zéro » décrivant le site et sa végétation avant la mise en place de la gestion. Cet état zéro permettra d'évaluer avec précision l'impact de la gestion sur le milieu (CHERRIERE, 1997) et le suivi à long terme de la végétation (avec ou sans intervention).

CDPNE

Mise en place d'un exclos pour mesurer les effets du pâturage sur la végétation

2E2. ANALYSE DE RELEVES FLORISTIQUES

Afin de connaître les modalités d'évolution à moyen terme et de faire un suivi de la dynamique des populations végétales ligneuses ou herbacées, il est nécessaire de disposer de stations de référence sur lesquelles sont réalisés des relevés floristiques, à une fréquence donnée qui varie selon la vitesse d'évolution supposée des milieux. L'évolution inter-annuelle de la composition floristique, la variation d'abondance-dominance des espèces, de leur répartition ou leur recouvrement y seront comparés pour mesurer l'évolution des habitats, leur disparition ou leur progression.

2E2.1. Relevé rapide de la végétation

Une méthode d'échantillonnage rapide de la végétation est la méthode de comptage au pied. L'observateur marche dans la végétation et enregistre les plantes à chaque pas ou pour un nombre de pas déterminé. Il s'agit d'une méthode de surveillance de base avant l'utilisation de méthodes plus rigoureuses. Cette méthode peut être utilisée pour un suivi rapide de la végétation, quand la précision des données n'est pas essentielle. Elle peut être généralisée à un grand nombre de sites.

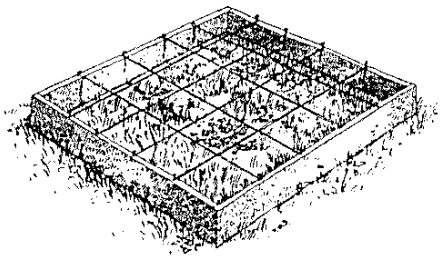
La méthode de référence la plus utilisée dans les réserves naturelles est celle de Daget et Poissonnet (voir Fiche Méthode n°2.7).
Cette méthode utilise des points localisés le long d'un transect, alignés à intervalles réguliers. Les variantes de la méthode des points contacts varient peu quant à la façon de réaliser les relevés, seul le matériel est différent.

2E2.2. Comparaison de relevés phytosociologiques

Initialement développées pour la définition des communautés végétales et leur cartographie, les méthodes phytocosiologiques sigmatiste ou synusiale (voir page 58), relativement lourdes à mettre en œuvre, sont utilisées dans le but de connaissance fine de l'évolution de la végétation. La végétation suivie sera décrite non pas seulement en termes de changement de composition floristique (présence ou absence d'une espèce) mais par les changements d'abondance de chacune des espèces présentes dans un certain nombre de placettes permanentes (ou le long de transects), réparties au sein des différents habitats : informations quantitatives ou semi-quantitatives (contributions spécifiques d'espèces ou de groupes d'espèces).
Ce type de protocole est tout à fait satisfaisant pour le suivi de la plupart des opérations de gestion.

2E2.3. Relevés de végétation à des points contacts

La méthode des points contacts (voir page 54) permet d'affiner l'estimation de l'abondance relative des différentes espèces et de suivre avec plus de précision encore l'évolution de milieux herbacés. Cette méthode de suivi a la particularité de produire des résultats parmi les plus objectifs, l'abondance réelle de chaque espèce pouvant être quantifiée de manière précise, à la différence de l'utilisation du coefficient d'abondance-dominance de la méthode phytosociologique, basé simplement sur une estimation visuelle du recouvrement spatial des espèces.



Quadrat segmenté

Un relevé phytosociologique accompagné de l'enregistrement de la nature et/ou de la valeur de certains descripteurs ou facteurs écologiques peut être qualifié de relevé phytoécologique.

<u>Complémentarité de méthodes</u>
La méthode du point quadrat permet d'obtenir une grande quantité de données très précises, dont le maniement est trop lourd pour une étude générale concernant une région, mais très précieux pour l'étude détaillée d'un site écologique. Cette méthode permet de recenser environ les deux tiers des espèces présentes dans les parcelles par rapport aux résultats de la méthode de BRAUN-BLANQUET et PAVILLARD (1922). Les espèces non recensées par la méthode du point quadrat sont soit des espèces de recouvrement très faibles, soit très localisées, quelquefois des espèces bien dispersées mais de recouvrement faible. Avec la méthode des points quadrats, nous sommes très en deçà de l'aire minimale déterminée pour les relevés selon la méthode phytosociologique. Pour remédier à cette insuffisance les points contacts sont multipliés.
Les données fournies par la méthode de BRAUN-BLANQUET permet de suivre l'évolution floristique des parcelles, et la méthode du point quadrat de suivre l'évolution de leur structure. Ainsi les deux méthodes doivent être considérées comme complémentaires.

2E3. ANALYSE DE L'EVOLUTION DE LA STRUCTURE DE LA VEGETATION

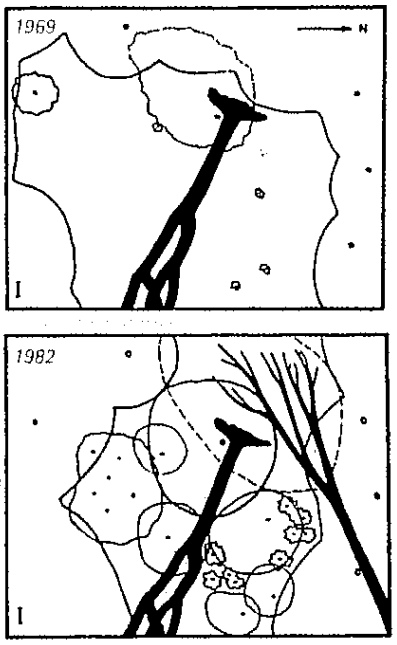
Un ensemble de critères physionomiques relevés sur le terrain permet d'apprécier la dynamique de la végétation. Ces critères physionomiques sont la plupart du temps des données liées à la structure de la végétation (voir page 53).

2E3.1. Comparaison de profils architecturaux

La méthode des profils architecturaux permet de représenter l'architecture d'une forêt comme une image instantanée de sa structure pour en prédire les tendances d'évolution temporelle de la végétation. L'architecture des arbres ainsi visualisée aide à comprendre les rapports des arbres les uns avec les autres, entre essences et individus. Les données issues de l'analyse architecturale affirment les interprétations fournies par la phytosociologie et la dendrologie et aides à la mise en place d'une gestion appropriée (SCHNITZLER A., 2001).

2E3.2. Comparaison de pyramides de la végétation

Des relevés d'espèces par strates permettent de réaliser des pyramides de végétation (voir page 51). On obtient ainsi des séries dynamiques qui servent à matérialiser la succession de la végétation.



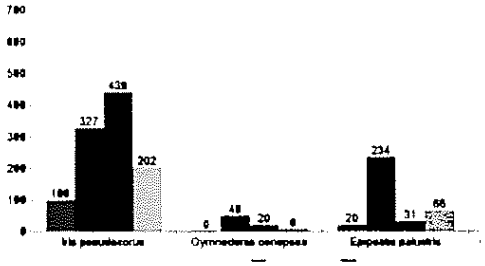
Analyse de l'évolution d'une éco-unité forestière durant 13 ans
Source : SCHNITZLER et al. (2001) d'après FAILLE et al. 1984

2F. SUIVI D'ESPÈCES VÉGÉTALES

Le gestionnaire se doit de contrôler l'état des populations des espèces végétales identifiées comme présentant un intérêt patrimonial majeur pour la réserve.

Les données de présence-absence sont souvent insuffisantes pour une étude dynamique de la végétation car la composition floristique qualitative d'un habitat évolue moins vite que les abondances relatives de chaque espèce.
Certaines espèces d'une importance particulière, ou liées à des habitats très fragiles ou soumises à une forte gestion peuvent faire l'objet d'un comptage exhaustif des individus présents sur des placettes permanentes.
La mesure de la densité de population d'espèces floristiques est quasiment toujours évaluée en comptant le nombre de pieds, la plupart du temps le nombre de pieds fleuris, de l'espèce que l'on veut surveiller. Les comptages sont réalisés sur l'ensemble des stations. Les effectifs sont estimés quand la population est trop importante.
La date de comptage est déterminée en fonction de l'avancement de la végétation. HUTCHINGS (1987) souligne les problèmes qui peuvent être rencontrés lors du comptage des espèces végétales (voir Fiche pratique n°2D).
Pour des comptages semi-quantitatifs, il s'agit de définir des classes d'abondances (estimation visuelle).
Les relevés phytosociologiques fournissent également des données relatives à l'abondance des espèces.

La cartographie de la densité d'espèces est souvent associée au suivi des effectifs de la population (comptage des pieds). Elle est réalisée à partir de quadrats dont la taille est fonction des populations suivies, ou sur l'ensemble de l'habitat de l'espèce (mares...). L'évolution spaciale d'une espèce comme le roseau peut être mesurée directement sur le terrain à partir de transects permanents. Les relevés sont alors effectués tous les ans et la progression ainsi mesurée est précise.



Comptage des pieds en fleur dans la RNN de la Petite Camargue alsacienne. D'après ACINA

2G. RECUEIL DE DONNEES COMPLEMENTAIRES

La physionomie de la végétation n'apporte pas toujours des bases suffisantes pour une appréciation de l'importance des facteurs qui ont une influence sur la végétation. Il est important de pouvoir identifier les principaux facteurs écologiques qui contrôlent la composition spécifique et l'abondance de la végétation et d'intégrer les changements intra et inter-annuels dans la description des communautés de plantes. C'est pourquoi les suivis comprennent la plupart du temps la mesure de paramètres abiotiques pour une meilleure compréhension de la dynamique (niveaux d'eau...).

MESURES DE PARAMETRES ABIOTIQUES
Certains paramètres abiotiques sont plus importants à mesurer que d'autres car ils ont une influence directe sur la végétation et sont essentiels au développement des plantes : la lumière, l'eau, la nature du sol, son oxygénation (conductimétrie), la topographique (relief, exposition ...), etc.
Le niveau d'eau a un rôle particulièrement important pour les milieux de zones humides comme les roselières. Dans le cas de marais, par exemple, le niveau d'eau et la pluviométrie peuvent être enregistrés très régulièrement (tous les 15 jours ou tous les mois).

RELEVES DE PARAMETRES DESCRIPTIFS
On peut aussi relever :
– les modalités de gestion sur la réserve : pâturage, surpâturage, etc.
– les facteurs humains : agriculture, incendies, fréquentation...

Fiche pratique n°2.D

Les difficultés du suivi des plantes

✘ Les floraisons favorisent l'étude des plantes. Les plantes non fleuries doivent elles aussi être localisées et enregistrées, même si cela présente des difficultés. Si on ne les prend pas en compte, on sous-estime la taille de la population. Il est important de les enregistrer car elles sont habituellement les plus jeunes de la population et peuvent ainsi être un indicateur du succès d'augmentation spatiale et de la reproduction de la population. En l'absence de données sur les plantes non fleuries, on peut conclure faussement que toutes les plantes accèdent à la maturité sexuelle.

✘ Les parties apparentes sont celles des plantes en cours de croissance. Mais il ne faut pas négliger les graines en dormances dans le sol (voir paragraphe 2A1.5).

✘ Les plantes qui possèdent des parties aériennes durant toute la saison de floraison ne sont qu'une proportion de celles présentes en début de cette période. Il peut y avoir une mortalité importante entre le moment où la plante sort du sol et la floraison, ou, pour les espèces pérennes, les parties au sol peuvent survivrent bien que la partie aérienne soit perdue.
Si on collecte des données uniquement en période de floraison, on ne pourra pas mettre en évidence une éventuelle période de mortalité, ni en déterminer les causes. Une solution consiste à réaliser des relevés à des intervalles réguliers durant la saison de floraison. Les stades de développement sont réduits pour les espèces annuelles et une fréquence hebdomadaire peut être utile. Pour des espèces pérennes, particulièrement celles dont les structures aériennes persistent, il peut être suffisant de suivre la population annuellement (ou moins régulièrement pour les arbres et arbustes). Cependant, pour les espèces herbacées pérennes qui perdent toute leur partie aérienne et dont la partie pérenne reste dans le sol, un suivi uniquement durant la saison de floraison peut sérieusement sous-estimer la taille de la population suivante.

✘ Quelques espèces pérennes, notamment les orchidées, peuvent entrer en dormance et persister uniquement dans le sol. Cela peut durer une ou plusieurs saisons de croissance et, selon la périodicité des méthodes de suivi, ces plantes peuvent ne pas être détectées. A la fin de la période de dormance, cependant, elles peuvent réapparaître, formant des parties aériennes. Ces périodes durent rarement plus de 2 ans, et les plantes qui ne sont pas réapparues pendant 3 années consécutives peuvent être considérées comme mortes. Cependant, le problème avec une telle dormance est que, bien que des données soient accumulées pendant plusieurs années, il y a une incertitude sur la nature des nouvelles plantes. En effet, on ne pourra pas distinguer la germination de l'émergence des dormances. De la même manière, à la fin d'une collecte de données, il n'est pas possible de déterminer si les plantes absentes durant l'étude sont mortes ou en dormance.

✘ Un dernier problème est la période qui s'étend de la germination à la date de première production des structures aériennes. WELLS (1981) a montré des résultats sur quelques espèces d'orchidées pour lesquelles dix années se passe entre la germination et la production du premier bourgeon. Pour d'autres, la période peut être seulement d'une ou deux années. Cela engendre notamment des difficultés pour estimer le succès d'une opération de gestion, si les changements ne sont pas visibles plusieurs années après que la gestion soit entreprise.

D'après HUTCHINGS (1987).

Fiche méthode n°2.1

Inventaire des associations végétales - étape analytique

1. Identification des individus d'association

Chaque relevé phytosociologique, effectué sur une surface homogène, est appelé «individu d'association». Un individu d'association correspond à un ensemble d'individus d'espèces présents dans une station donnée, à un instant donné. Un relevé de type quadrat est donc un individu d'association. Un parallèle peut être fait entre la classification des espèces et celle des associations végétales : de la même manière que l'espèce correspond à l'ensemble des individus observés et décrits sur le terrain et qu'on lui rattache, l'association végétale est définie à partir de l'ensemble des individus d'association relevés sur le terrain. On réalise autant de relevés qu'il y a d'individus d'association différents (OZENDA, 1964).

➠ A quoi ça sert

La recherche des individus d'association sert à déterminer les surfaces qui seront échantillonnées sur le terrain. Ceci n'exclut pas de procéder à un échantillonnage pour localiser les relevés au hasard au sein de chaque « strate ».

➠ Comment procéder ?

Délimitation d'une surface floristiquement homogène

La première étape de l'identification des individus d'association dans l'espace consiste à délimiter une surface floristiquement homogène : homogénéité physionomique, floristique et écologique. Les individus d'association correspondent donc à des surfaces de végétation représentatives, de forme limitée spatialement. Même si le gestionnaire a déjà une idée des associations végétales qui peuvent se trouver sur le territoire de la réserve, cela n'exclut pas de délimiter ces individus d'association avant d'en entreprendre le relevé.

☞ *On appelle une unité homogène de végétation une surface où domine la même espèce, présentant une physionomie et une structure homogènes, souvent liées à la dominance d'une espèce.*

Méthode

Par une prospection préliminaire, on reconnaît les zones où les groupements végétaux sont apparemment les mieux développés et les plus homogènes. Pour s'assurer que la composition floristique est la même partout sur une certaine surface, il faut explorer le terrain dans plusieurs directions ; tant que, sur chacune d'elles, l'observateur ne voit pas changer plus ou moins brusquement la liste d'espèces, il peut estimer qu'il n'est pas sorti des limites de l'individu d'association envisagée ; toute apparition plus ou moins simultanée d'un certain nombre d'espèces nouvelles suggère, au contraire, que l'on doit avoir atteint la limite de cet individu d'association ; pour plus de sûreté, on agit, en tout cas, comme s'il en était ainsi, et l'on fera un autre relevé sur cette nouvelle surface, quitte à le réunir ensuite au premier si cela s'avère justifié.

Entre les individus d'association, il y a des zones de transition marquées par des changements floristiques : ce sont des zones hétérogènes où l'on trouve les espèces des deux individus d'association en contact, donc on n'y fait pas de relevés.

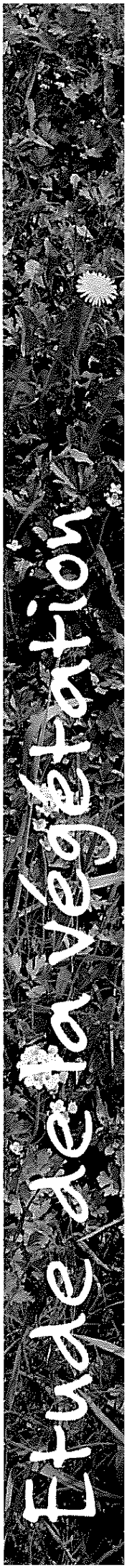
La dominance d'une ou plusieurs espèces est un critère peu sûr car il peut ne pas y avoir de dominantes, ou bien une même dominante peut recouvrir plusieurs unités.

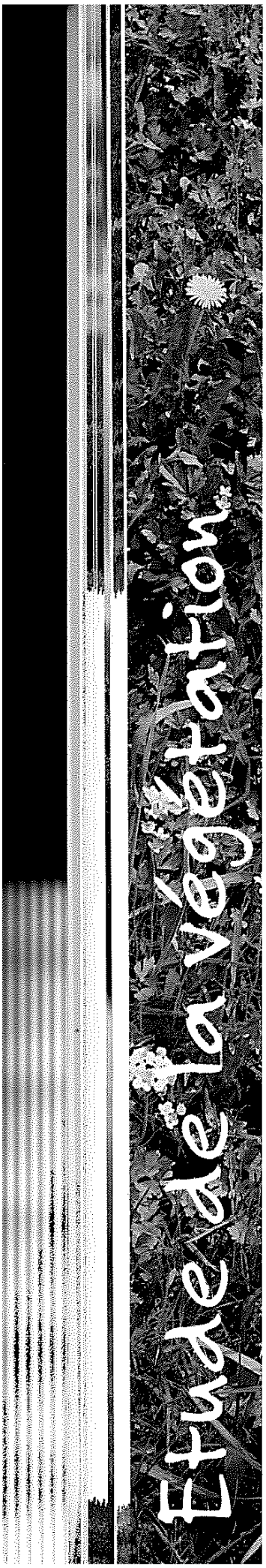
Les critères d'homogénéité de l'individu d'association sont l'apparition régulière de combinaisons d'espèces dans des conditions écologiques semblables, et aussi l'uniformité des conditions écologiques apparentes, qu'il est malheureusement difficile d'apprécier exactement. Cette homogénéité concerne la structure, l'environnement et la composition floristique du tapis végétal, mais aussi la régularité topographique, la persistance d'un même substrat, la géologie, les modes d'exploitation présents et passés par l'homme (LACOSTE et SALANON, 1969 et OZENDA, 1964).

Une première étape peut consister à confronter des cartes géologiques, des cartes climatologiques et des photographies aériennes. Les cartes des unités écologiques réalisées dans le cadre du plan de gestion de la réserve sont plus ou moins représentatives de zones floristiquement homogènes. C'est pourquoi il est souvent nécessaire de délimiter des unités écologiques avant de réaliser des relevés phytosociologiques (voir paragraphe 2.B).

Recommandations

- Lorsque l'on peut aisément appréhender l'individu d'association dans sa totalité, il est nécessaire d'en négliger la zone la plus périphérique pour éliminer les effets de lisière, toujours complexes, que l'on ne pourra interpréter qu'après avoir acquis la connaissance d'associations bien caractérisées.





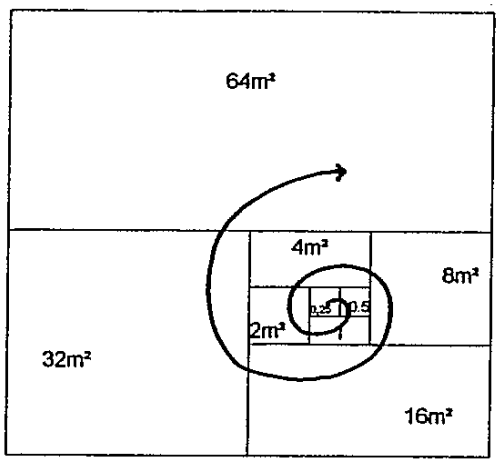
... Fiche méthode n°2.1

Détermination de l'aire minimale

Par la courbe aire-espèce, on détermine l'aire minimale qu'il faudra échantillonner pour avoir une représentativité optimale de la végétation. La surface de cette aire est variable suivant le type de végétation. Pour chaque individu d'association, notamment pour les plus étendus spatialement, il s'agit de la surface au-delà de laquelle le nombre d'espèces rencontrées n'augmente plus de manière significative. Dans la pratique, on apprécie directement l'ordre de grandeur de cette aire minimale.

Méthode

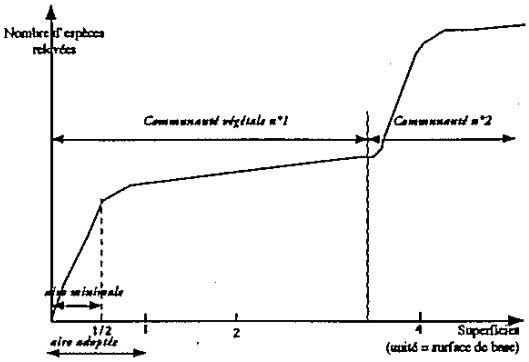
La méthode consiste à recenser le nombre d'espèces présentes dans un quadrat et à tracer la courbe reliant la surface étudiée au nombre d'espèces relevées.
L'observateur se place à peu près au centre de la surface de base du relevé d'un individu d'association et il commence par noter toutes les espèces qu'il perçoit autour de lui . S'il connaît bien la flore cela va très vite et ne prend que le temps d'écrire les noms. Puis, lorsqu'il a épuisé l'inventaire, l'observateur commence à se déplacer pour élargir le champ d'exploration, notamment en doublant la surface selon une spirale croissante (voir figure).
Cependant, dans certains cas, lorsque la largeur de la zone de végétation est trop étroite, il est nécessaire d'augmenter la surface de manière linéaire de part et d'autre de la surface de base.



Organisation en spirale logarithmique du dispositif d'échantillonnage d'après DAGET et GODRON (1982)

On peut ainsi construire un graphique, dit courbe aire-espèces, ayant des surfaces pour abscisses et les nombres d'espèces correspondants pour ordonnées. Elle est d'abord croissante puis fléchit et tend vers un palier de pente très faible puis devient horizontale. L'abscisse du point de courbure maximale doit correspondre à l'aire minimale (voir figure ci-dessous). Cette courbe théorique ne peut s'observer que dans les végétations homogènes.

L'aire minimale est très variable d'une association végétale à l'autre, mais pour une même association, l'ensemble des individus d'association auront une aire minimale à peu près constante (et un nombre spécifique constant).



Une seconde augmentation brutale du nombre d'espèces caractérise l'accès à un nouveau groupement végétal.

L'expérience montre qu'un relevé sur une surface très faible, de quelques mètres carrés par exemple en milieu herbacé, contient la plupart du temps plus de la moitié des espèces du groupement. On peut également utiliser une aire conventionnelle. Le tableau suivant donne quelques exemples de tailles de quadrats selon les types de milieux étudiés.

Taille du quadrat en fonction du type de végétation.

Type de végétation	Taille du quadrat (en mètres)
Communauté de lichens et de bryophytes	0,5 m x 0,5 m
Prairie, lande naine	1 m x 1 m
Lande arbustive	2 m x 2 m
Broussaille, garrigue, arbustes	10 m x 10 m
Couvert boisé	20 m x 20 m

Source : KENT et COKER (1992)

La surface choisie est souvent inférieure à l'aire minimale. On multiplie alors les relevés pour minimiser le biais. Cette aire minimale recherchée peut être doublée pour définir la surface du relevé afin de pouvoir apprécier correctement la sociabilité et la répartition des individus.

En principe, sur le terrain, les phytosociologues se fient à leur expérience pour délimiter les groupements. L'établissement de la courbe aire-espèces est en effet non seulement fastidieuse mais le plus souvent impossible. De plus, dans la nature on a généralement affaire à des mosaïque de milieux.

Pour en savoir plus

BRAUN-BLANQUET (1932) ; CHERRIERE (1997) ; KENT et COKER (1992) ; LACOSTE et SALANON (1969).

Fiche méthode n°2.2

Inventaire des associations végétales - étape analytique

2. Relevé floristique (relevé phytosociologique)

➠ Principe de la méthode

Le relevé phytosociologique est un inventaire exhaustif des espèces par strate. Il consiste à lister les plantes présentes sur une surface échantillon au moins égale à l'aire minimale, représentative d'une communauté végétale floristiquement homogène correspondant à certaines conditions écologiques bien définies. La réalisation d'un relevé phytosociologique équivaut en fait à la description d'un individu d'association.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage :

Les relevés phytosociologiques se font dans des échantillons représentatifs d'une parcelle généralement à partir de placettes positionnées dans les unités homogènes de végétation. Ces placettes sont la plupart du temps des quadrats de 1 m² en milieu herbacé, mais leur taille et leur forme sont variables et sont déterminées à partir du calcul de l'aire minimale (voir Fiche méthode précédente).

Une fois les unités homogènes définies, l'échantillonnage le plus simple à réaliser est un échantillonnage stratifié avec un nombre égal de parcelles dans chaque strate. Le gestionnaire pourra déterminer de manière approximative les emplacements des relevés en faisant appel à des caractères non floristiques, tels que la physionomie générale de la végétation, la pente, l'exposition, divers accidents de terrain, la nature du sol, l'humidité apparente, etc. Mais cela ne dispense, en aucun cas, de vérifier si la surface choisie est floristiquement homogène et si la végétation est constituée ou non d'individus de deux ou plusieurs associations.

Méthode de relevé

On relève toutes les espèces végétales présentes à l'intérieur de la placette (quadrat). On se limite à la détermination des phanérogames du fait de la difficulté de détermination des cryptogames et de leur taille, de la biomasse que représentent les plantes supérieures, de la permanence de certaines d'entre elles sur plusieurs années, de leur fixité au sol et du fait qu'elles sont les espèces dites formatrices de l'écosystème : elles reflètent le mieux les conditions du milieu en indiquant et intégrant ses variations (OZENDA, 1964).

Les espèces sont relevées par strate : arborescente, arbustive, herbacée et muscinale.

Chaque espèce végétale se voit attribuer un coefficient semi-quantitatif d'abondance-dominance traduisant l'importance du recouvrement spatial de l'espèce dans l'aire étudiée (espace qui est déterminé à la fois par leur nombre et leurs dimensions) et un coefficient de sociabilité marquant l'aptitude de cette même espèce à former des peuplements. On appelle **abondance** la proportion relative des individus d'une espèce donnée et **dominance** la surface couverte par cette espèce.

> Echelle des coefficients d'abondance-dominance (la plus couramment adoptée)
> 5 : recouvrement supérieur à 75 % du quadrat
> 4 : recouvrement compris entre 50 et 75 %
> 3 : recouvrement compris entre 25 et 50 %
> 2 : recouvrement compris entre 5 et 25 %
> 1 : recouvrement inférieur à 5 % (peu abondant, couverture faible)
> + : très peu abondant, recouvrement non significatif.
> On peut ajouter à cette notation les sigles "r" (espèce très rare) et "i" (individu unique)
> *D'après BRAUN-BLANQUET (1932).*

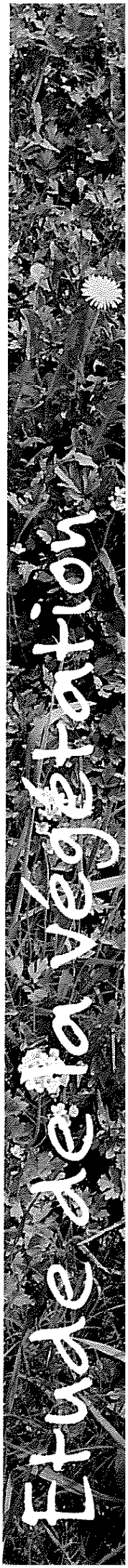
Lorsque, dans un relevé deux espèces sont affectées de l'indice 3, cela ne signifie pas qu'elles se partagent toute la surface en ne laissant de place à aucune autre espèce, mais qu'elles sont codominantes ; si on leur avait attribué 4 et 3 cela voudrait dire qu'elles sont également codominantes mais avec un léger avantage pour la première.

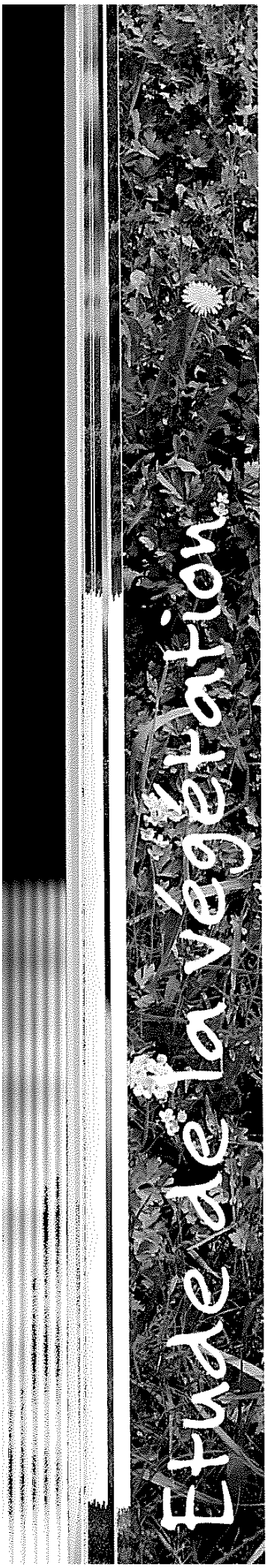
Dans la RN de la Baie de Somme, la méthodologie du relevé de végétation est celle utilisée classiquement, avec cependant une séparation en deux de la classe d'abondance-dominance 2 en 2a (5 à 15 % de recouvrement) et 2b (15 à 25 % de recouvrement), ceci afin d'apporter plus de précision au relevé.

Les échelles peuvent être également modifiées en fonction de la structure verticale de la végétation (mais il faut garder toujours la même !).

Le **coefficient de sociabilité** est fréquemment ajouté au précédent et traduit l'aptitude d'une espèce à former des groupements plus ou moins denses. La majorité des plantes forment des colonies plus ou moins grandes. C'est ce fait qu'exprime la sociabilité qui est décrite à l'aide d'une échelle de cinq indices.

La sociabilité tient compte du mode d'organisation et de regroupement ou non des individus au sein de la communauté et dépend beaucoup plus du mode de propagation propre à l'espèce que des conditions du milieu. SCHUSTLER, cité par MOLINIER et VIGNES (1971), utilise un indice de répartition, proche de la sociabilité : répartition régulière, localisée, périphérique, centrale et individus isolés en petit nombre.





... Fiche méthode n°2.2

Echelle de sociabilité
5 : peuplement très dense ; nappe continue ou peuplement dense, presque pur ; peuplement serré et continu.
4 : petites colonies ; colonies ou tapis importants ; larges touffes discontinues.
3 : groupes étendus ; groupes, tâches ou coussinets ; touffes moyennes, espacées.
2 : groupes restreints ; touffes ; petites touffes.
1 : individus isolés les uns des autres ; plantes isolées.

D'après BRAUN-BLANQUET (1932) ; LACOSTE et SALANON (1969).

On notera également les paramètres suivants sur chaque fiche de relevé, donc pour chaque placette :
- date,
- numéro de la placette,
- auteur (observateur),
- surface du relevé,
- caractères généraux de la station, indications géographiques et écologiques sommaires. Ceux que l'on note habituellement sont :
  - localisation géographique de la station étudiée (particularités stationnelles) et l'altitude;
  - pédologie (nature du sol), géologie (éventuellement nature de la roche sous-jacente, le plus souvent sur la base de la carte géologique), hydrologie (éventuellement l'humidité apparente), topographie (pente, exposition) ;
  - situation environnante : voisins de l'individu d'association décrit, zone de transition, etc ;
  - quelques indications sur les activités humaines, et influences de populations animales, etc.

D'autres mesures sont possibles :
- **Densité** : La densité d'une espèce est le nombre de tiges d'une espèce au sein d'un quadrat.
- **Vitalité** et état de développement de la plante : Il peut être important, pour les interprétations ultérieures, de noter comment les espèces se comportent dans l'individu d'association considéré : par exemple certaines peuvent rester chétives, voire ne pas dépasser l'état végétatif. Certaines espèces peuvent présenter une réduction de leur croissance ou de leur floraison, due au fait que les conditions écologiques sont mauvaises pour elles ; ce coefficient dépend beaucoup de la période d'échantillonnage. Les espèces **chétives** ou qui ne se multiplient pas sont soit **accidentelles**, soit **relictuelles** d'un groupement antérieur ou **édificatrices** d'un groupement futur (LACOSTE et SALANON, 1969).

Recommandations

- Il est important d'avoir une connaissance à grande échelle de la végétation et des principales conditions du milieu.
- Afin de diminuer au maximum les difficultés d'interprétation des résultats, il est important de conserver d'une année sur l'autre le même observateur et la même date phénologique (pouvant être différente de la date absolue) lors de la réalisation des relevés successifs.
- Le temps passé au relevé du quadrat devrait idéalement être identique chaque année.
- Il vaut mieux dans le doute, et dans un premier temps, multiplier les relevés que l'on pourra toujours regrouper, tandis qu'il est impossible de scinder une liste portant sur deux ou plusieurs individus d'associations.

Conditions de réalisation

Il est évidemment indispensable de savoir déterminer les espèces sans ambiguïté.

➠ Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages

- Méthode reproductible, notamment si l'on garde toujours le même observateur.
- Permet une étude de la dynamique de la végétation.

Inconvénients

- Subjectivité liée au choix sur le terrain des coefficients d'abondance-dominance et de sociabilité.
- Variabilité des données relevées en fonction de la période phénologique. Des relevés à des stades de développement phénologique du groupement trop différents induirait de fortes variations qui ne refléteraient en rien une évolution du tapis végétal, diverses espèces pouvant même passer facilement inaperçues à certaines époques de l'année (notamment les annuelles).

➠ Type de données recueillies

Les données brutes recueillies permettent d'obtenir sans traitement informatique ni calcul la liste des espèces végétales et donc la richesse spécifique (nombre d'espèces), à condition d'avoir respecté les conditions d'échantillonnage.
Elles permettent aussi d'avoir un rapide aperçu de l'abondance et du recouvrement des espèces et ainsi des informations sur les espèces dominantes ou caractéristiques d'un habitat, et une vision de la structure du milieu.

Mesure de la fréquence des espèces :
La fréquence est la probabilité de trouver une espèce dans la placette échantillon.

F = nombre de relevés où l'espèce est présente / nombre total de relevés

Mesure du recouvrement :
Le pourcentage de recouvrement réel d'une espèce est :

$$PCR = CRi \times 100 / \sum i\ CRi$$

avec CR = somme des % moyens d'abondance-dominance de l'espèce dans les relevés x 100

Détermination des habitats :
Les listes d'espèces et notamment la mise en évidence d'espèces caractéristiques permettent de déterminer les habitats, notamment en s'aidant de la bibliographie de référence.
Mais surtout, l'ensemble des données, après analyse, permet de déterminer la liste des alliances ou associations végétales présentes sur la réserve naturelle, après avoir ordonné les informations recueillies sur le terrain sous la forme d'un tableau (voir Fiche méthode n°2.3).

🕮 Pour en savoir plus

BRAUN-BLANQUET (1932) ; LACOSTE ET SALANON (1969) ; MOLINIER et VIGNES (1971) ; OZENDA (1964) ; PAVILLARD et BRAUN-BLANQUET ; VIGNES (1969).

Fiche méthode n°2.3

Inventaire des associations végétales - étape synthétique

3. Classification des associations végétales

Une fois les relevés réalisés sur le terrain, le gestionnaire se trouve avec une quantité d'informations qu'il doit structurer afin de déterminer les associations végétales.

➠ A quoi ça sert ?

Le tri des relevés de végétation à l'intérieur du tableau permet d'associer les relevés qui se ressemblent à l'intérieur des unités de végétation homogène afin de déterminer les habitats (associations végétales) présents sur la réserve.

➠ Comment procéder ?

Réalisation du tableau d'association

Principe
Il s'agit de comparer les relevés entre eux et de les classer dans un tableau d'après leur degré de ressemblance floristique. Le but est de faire apparaître des combinaisons caractéristiques d'espèces qui sont à la base de la caractérisation des associations végétales et de réunir les relevés qui sont représentatifs de chaque association végétale.

Méthode
La première étape consiste à réaliser un tableau qui sera à double entrée. Les colonnes correspondent aux relevés pris dans un ordre quelconque et les lignes aux espèces inscrites dans l'ordre où elles se présentent dans le premier relevé. On y ajoute à la suite les espèces du deuxième relevé qui ne figurent pas dans le premier et ainsi de suite jusqu'à ce que tous les relevés et toutes les espèces aient été inscrites. Dans la case à l'intersection d'une ligne et d'une colonne, on inscrit les indices d'abondance-dominance et de sociabilité de l'espèce. Si l'espèce n'est pas représentée dans le relevé, la case reste vide. Les absences peuvent être signalées par un point. Dans ce tableau brut, les relevés et les espèces n'ont aucun ordre particulier.

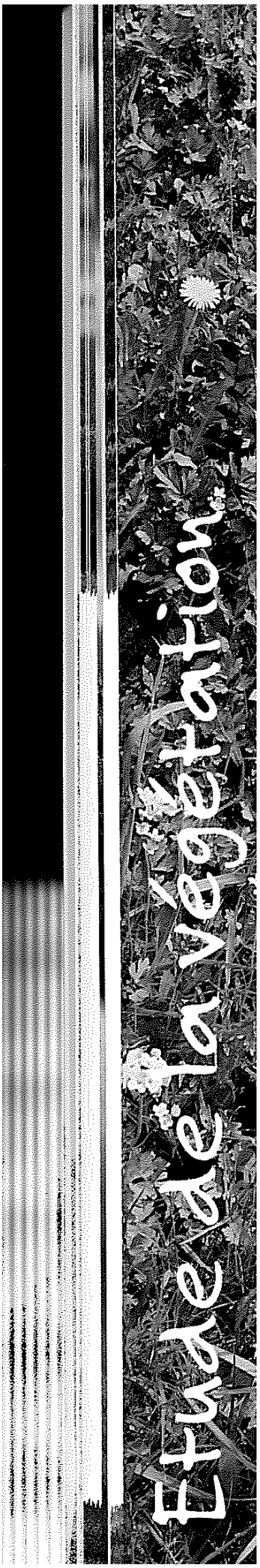
Tri des relevés

Principe
Les relevés sont triés et classés sur la base des ressemblances et des différences. On réalise des tableaux homogènes plus petits en observant les corrélations positives et négatives entre les espèces du tableau brut.

Tableau brut des relevés			
	Relevés 1	Relevés 2...	fréquence
Espèces	- coefficient d'abondance-dominance - coefficient de sociabilité		Taux de présence dans les relevés en %
...			

Méthode manuelle
Le tableau brut est transformé en tableau de présence, en ordonnant les espèces en fonction de leur degré de présence décroissant. La méthode consiste à rechercher s'il n'y a pas des espèces qui se retrouvent toujours ensemble dans un certain nombre de relevés et sont généralement simultanément absentes des autres. Ces espèces sont qualifiées du nom d'espèces différentielles.
On rapproche, par tâtonnement successif, les relevés qui se rassemblent le plus (ceux dans lesquels sont présentes des espèces identiques). On regroupe toujours les relevés semblables ou effectués dans les mêmes types de milieux dans un même tableau correspondant à une catégorie.
On aboutit alors à la réalisation d'un tableau partiel en ne gardant que les espèces différentielles et en regroupant les espèces qui appartiennent à un même groupe de différentielles.
On commence par **former deux groupes de relevés** en concentrant son attention sur les espèces ayant une fréquence voisine de 50 %. Puis on subdivise ceux-là, toujours à l'aide des espèces ayant, dans chacun, une fréquence oscillant autour de 50 % et ainsi de suite.
A ce niveau on travaille en présence-absence : opération menée dans une optique statitique. Cette recherche d'espèces ou de groupes d'espèces corrélés positivement ou négativement entraîne la mise en évidence de groupes de relevés floristiquement proches.

Pour s'aider on peut supprimer provisoirement les espèces ayant une fréquence (présence) supérieure à 90 % et inférieure à 10 %.
On établit ensuite des groupements : Le problème de situer les coupures pour délimiter les classes se pose : il est normal de les faire correspondre à des discontinuités floristiques bien tranchées. La recherche de discontinuités floristiques pour placer les coupures conduit à isoler des groupes de relevés auxquels certaines espèces apparaissent plus ou moins nettement liées, autrement dit qui y ont une fréquence, même si celle-ci est faible,



... Fiche méthode n°2.3

Site : chaume "primaire", mi-distance entre 2 rochers & les 2 sentiers, 25 m à W borne 1							Relevé n° 4/96-98		
Dates : 18.06.96, 10.06.97, 30.06.98, 6.07.99	Carte I.G.N : 3618 Est		Altitude (GPS) : 1265 m				Étiquette placeau n° 00004		
Pente : 8° (= 15 %)	Expos° : Nord³		Aire : 4 x 4 = 16 m²				Généralisable à : qq. ha		
Géologie : granite porphyroïde "Roche des Fées" & altérites			Géomorphologie : tête de ballon, crête						
Pédologie : ranker cryptopodzolique épais			Unité végétation : chaume subalpine subnaturelle						
Phyt : *Nardion strictae* Br. Bl. 26			1996		1997		1998		1999	
Nombre total d'espèces (relevées sur plusieurs années) : 15			12 taxons		13 taxons		13 taxons		12 taxons	
Espèces *(nomenclature d'après Brisse H. & Kergueleen M., 1994)*			Rec.	Soc.	Rec.	Soc.	Rec.	Soc.	Rec.	Soc.
Strate herbacée & plantules			*100%*		*100%*		*100%*		*100%*	
Deschampsia flexuosa (L.) TRIN.		(fleuri 96)	1	1	2	2	1	2	+	2
Luzula luzuloides (LAM.) DANDY & WILMOTT			+		+		+	1	+	1
Agrostis (capillaris)									1	3
Vaccinium vitis-idaea L.			+		+		+		+	
Vaccinium uliginosum L.							+		+	
Calluna vulgaris (L.) HULL			5	5	5	5	5	5	5	5
Genista pilosa L.			1	1	1	1	+		+	
Leontodon pyrenaicus GOUAN			+		+		+		+	
Trichophorum cespitosum (L.) HARTMAN) subsp. *germanicum*			+		+		+		1	3
Nardus stricta L.			1	1	2	2	2	2	1	3
Molinia caerulea (L.) MOENCH			+		+		+		+	
Meum athamanticum JACQ.			+		+		+		+	
Potentilla erecta (L.) RAUSCHEL			+		+		+		+	
Arnica montana L.					+		+		+	
Strate muscinale			*0%*							
Hylocomium splendens			+		1		1	2	1	2
Pleurozium schreberi (BRID.) MITT.			+		+		+		+	

Source : Conservatoire des Sites Alsaciens

Exemple de suivi par quadrat phytosociologique dans la RNN de Tanet Gazon du Faing

manifestement plus élevée que dans les autres groupes : ces espèces sont dites caractéristiques de l'association végétale définie par ce groupe de relevé.

☞ Remarque : La notion d'espèce caractéristique d'association n'est pas aussi claire qu'il n'y paraît car il existe en fait peu d'espèces strictement liées à une association. C'est pourquoi a été ajoutée la notion d'espèce différentielle qui différentie une association d'autres associations proches, appartenant généralement à la même alliance.

Le syntaxon élémentaire

Un syntaxon élémentaire existe s'il possède un groupe d'espèces et qu'il est le seul à l'avoir. Il peut s'agir d'une espèce (ou groupe d'espèces) à écologie particulière. Cette espèce caractéristique peut être :

- exclusive : cas rare : en effet, le statut biologique d'une espèce fait qu'elle a une amplitude écologique assez large ;
- élective, préférante ou transgressive : l'espèce peut avoir une forte présence dans un syntaxon élémentaire et une faible ailleurs ;
- territoriale et locale : l'espèce est liée à un territoire donné.
- compagne : ce sont soit des caractéristiques d'autres associations, mais qui y font preuve d'une fréquence moindre, soit des espèces participant avec sensiblement la même fréquence à plusieurs associations.
- accidentelle : ces espèces ne sont pas citées sauf si elles peuvent fournir des indications complémentaires, précisant l'écologie.
- relictuelle : témoigne d'un état antérieur de la végétation.
- pionnière : indiquent dans quelle direction la végétation pourrait évoluer en dehors de toute intervention perturbatrice (BOURNÉRIAS, 1979).
- constante : espèce se retrouvant avec une fidélité quasi-absolue dans les relevés d'un même groupement (la Molinie dans les tourbières) (BOURNÉRIAS, 1979).

La validité de la détermination d'un syntaxon élémentaire est d'autant meilleure que l'on a de combinaisons caractéristiques d'espèces plutôt que d'espèce caractéristique exclusive pour l'identifier. En effet, LEMEE (1937) et JOVET (1949), cités par BOURNÉRIAS (1979), considèrent que c'est plutôt la coexistence répétée de certaines plantes, même non caractéristiques, qui possèdent une valeur indicatrice, formant ainsi des blocs ou ensembles caractéristiques.

Sources : BOURNÉRIAS (1979) et OZENDA (1964).

Recommandations

La méthode manuelle qui consiste à effectuer une classification hiérarchique (descendante ou ascendante) en découpant les colonnes du tableau peut se révéler longue et fastidieuse et pas « évidente » pour le gestionnaire non habitué à ce type d'analyse. Cette opération peut être réalisée à partir du logiciel Excel.

Mais fréquemment, cette étape est effectuée grâce à des logiciels utilisant des méthodes d'études de corrélation telles que l'Analyse Factorielle des Correspondances (AFC) ou l'Analyse en Composantes Principales (ACP) ou Multiples (ACM), plus difficile à mettre en œuvre.

Par exemple, l'analyse factorielle des correspondances (AFC) représente sur une même carte, plane ou spatiale, les R relevés et les E espèces de telle sorte que chaque relevé se trouve entouré de ses espèces et chaque espèce des relevés où elle figure. Du même coup, les relevés ressemblants et les espèces associées se trouvent groupés (GUINOCHET, 1973).

Les techniques numériques de classement

- **Analyse différentielle de Czekanowski :**

Elle consiste à quantifier la ressemblance floristique entre deux listes, par exemple en établissant le rapport du nombre d'espèces qu'elles ont en commun au total de celles qu'elles comportent à elles deux, chacune n'étant évidemment comptée qu'une fois. Autrement dit, si l'on désigne par na le nombre d'espèces d'une liste a, par nb celui d'une liste b, et par nc le nombre d'espèces qu'elles ont en commun, le rapport s'écrit : S = nc / na + nb – nc

- **L'histogramme et la courbe de distribution des fréquences** des espèces dans une catégorie phytosociologique. Les catégories de présence peuvent être regroupées en classes de présence (fréquence), dont l'usage de la phytosociologie a fixé le nombre à cinq, la classe I totalisant les espèces présentes dans 1 à 20 % des relevés, la classe II réunissant celles qui sont présentes dans 21 à 40 % des relevés, etc. On construit un histogramme des fréquences des espèces.

Souce : d'après Guinochet (1973).

Pour en savoir plus

BOURNÉRIAS (1979) ; BRAUN-BLANQUET (1932) ; GUINOCHET (1973) ; OZENDA (1964).

Fiche méthode n°2.4

Inventaire des associations végétales - étape synthétique

4. Nommer les associations végétales

➠ Principe de la méthode

On nomme les associations végétales comme on nomme les espèces. La dénomination d'une association est forgée à partir du nom d'une ou de deux espèces remarquables à titre quelconque (caractéristique, dominante) de son ensemble spécifique normal.

➠ Comment procéder ?

Méthode

Dans le cas d'une seule espèce dominante, le nom de l'association est formé par l'adjonction du suffixe *-etum* à la racine du nom de genre et par la mise au génitif du nom d'espèce. Par exemple : une association végétale dans laquelle *Quercus ilex* est ordinairement dominant a été nommée *Quercetum ilicis*, une autre où *Fagus sylvatica* est dominant est notée *Fagetum sylvaticea*.

Avec deux espèces, comme par exemple *Daucus gummifer* et *Armeria maritima* on obtient une association à *Dauco gummiferi - Armerietum maritimae*.
Les noms des alliances, des ordres et des classes sont formés de la même manière que ceux des associations, mais en remplaçant le suffixe *-etum* par respectivement, *-ion*, *-etalia*, *-etea* (voir tableau).

Unités systématiques
Exemple de codification d'une prairie à Molinie

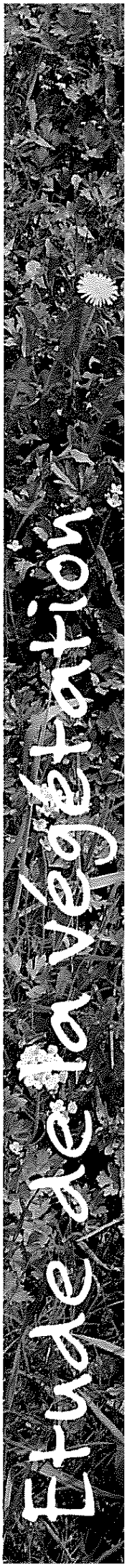
Unités supérieures	Suffixe	Critère déterminant et exemple
Classe	*- etea*	Types biologiques *Schenchzerio palustrie - Caretea nigrae*
Sous-classe	*- enetea*	
Ordre	*- etalia*	Caractères géographiques *Molinio Caerulae - Caretalia nigrae*
Sous-ordre	*- enalia*	
Alliance	*- ion*	Caractères écologiques *Caro verticilati - Juncion acutiflori*
Sous-alliance	*- enion*	
Association	*- etum*	*Caro verticilati - Molinietum caeruleae*
Sous-association	*- esotum*	*Caro verticilati - Molinietum caeruleae - Sphagnetosum inundati*
Race		race à *Saccina pratensis*
Faciès		*Agretis canina*

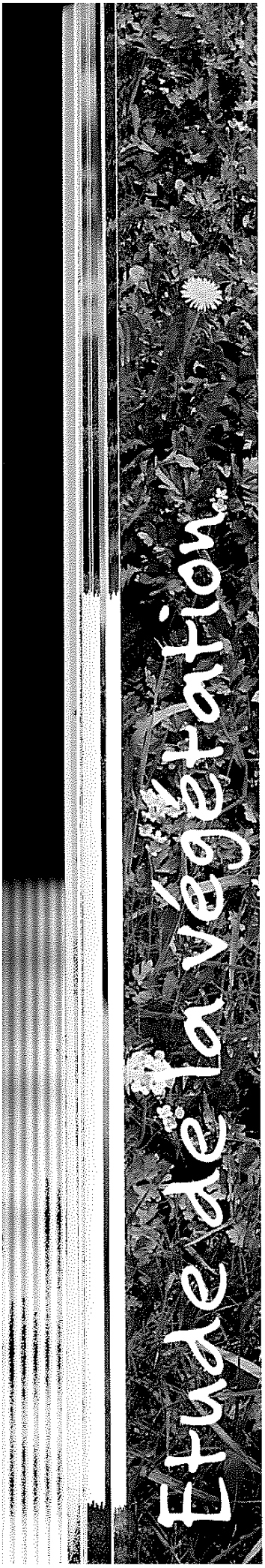
Quant aux sous-associations, elles sont désignées par le nom de l'association à laquelle elles appartiennent, suivi de celui d'une espèce différentielle dont le nom de genre est modifié par l'adjonction du suffixe *-esotum* à sa racine.

➠ Analyse des données

Le gestionnaire trouvera dans les « cahiers d'habitats » (voir page 45) une description complète des principales associations végétales. A partir de cette nomenclature, on obtient aisément dans la bibliographie les caractéristiques internes du syntaxon élémentaire. La description complète de l'ensemble des propriétés du relevé le plus représentatif donne les propriétés caractérisant le syntaxon élémentaire comme :
- la carte de distribution et sa localisation chorologique,
- les caractéristiques floristiques et statistiques,
- les caractéristiques structurales et physionomique de la végétation,
- les caractéristiques écologiques : facteurs mésologiques et biotiques,
- les caractéristiques liées à la dynamique.

Cette diagnose permet d'effectuer un diagnostic phytoécologique précis de la zone de végétation étudiée.





Fiche méthode n°2.5

Echantillonnage de la végétation

Les «quadrats» permanents

➠ A quoi ça sert ?

Le quadrat détermine une aire échantillon de référence. La mise en place de carrés permanents peut aider à :
- vérifier les progressions ou régressions de certaines espèces, donc mesurer la dynamique de la végétation,
- noter les changements dans la structure de la végétation (densité, taille et diamètre des tiges, invasion d'autres espèces),
- faire des observations sur la nature et l'ampleur de perturbations et de leurs causes possibles (érosion, etc.) (SINNASSAMY *et al.*, 2001).

Il servent également à mesurer l'efficacité d'une mesure de gestion, si des quadrats sont gérés en parallèle avec des quadrats non gérés (exclos dans le cas du pâturage, zone témoin, voir page 61).

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

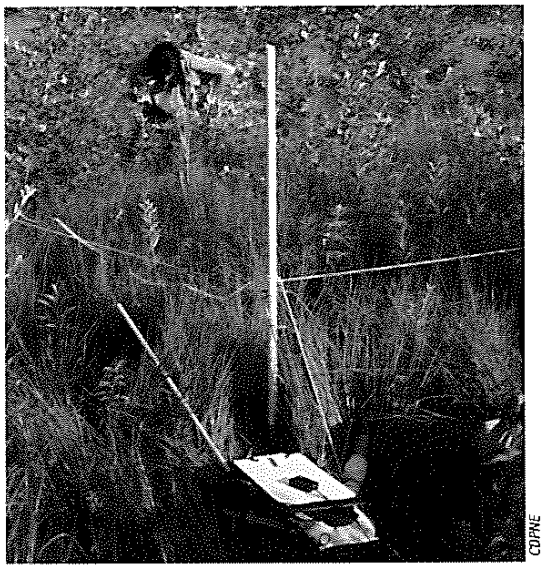
Dimension du quadrat permanent :
Il est habituellement carré, parfois rectangulaire, voire triangulaire ou circulaire (on parle alors plutôt de placette). La surface est de dimension standard mais adaptée au sujet d'étude et très précisément délimitées. La dimension d'un quadrat dépend fortement de la nature de la végétation. Dans un bois on a besoin de plus de 100 m² pour avoir une image représentative, tandis que dans certaines végétations de pelouse, 1 m² suffit (voir aussi Fiche méthodes n° 2.1).

Les placettes permanentes sont disposées sur le terrain selon un plan d'échantillonnage déterminé :
- soit de manière aléatoire ou stratifiée,
- soit le long d'un transect,
- soit dans un endroit particulier (microhabitat, comme par exemple une petite mare).

> Choix de l'emplacement des quadrats
> Le choix des emplacements par une méthode aléatoire (lancer un cerceau au hasard, table de nombres au hasard) nécessite la mise en place de plusieurs quadrats sur un même milieu homogène. Si cette approche semble objective, la juxtaposition de nombreux petits milieux homogènes sur certaines réserves naturelles ne favorise pas une telle méthode.
> Les quadrats sont généralement choisis, sur la base des photos aériennes et d'enquêtes sur le terrain, au centre de chaque communauté de végétation dans la partie la plus homogène, afin de ne pas englober des espèces caractérisant un groupement voisin.

Méthode de relevé

Dans chaque quadrat on dresse la liste de toutes les espèces végétales présentes avec les différents critères permettant de caractériser cette présence.
La méthode de relevé la plus couramment utilisée dans les quadrats est le relevé phytosociologique selon l'école de BRAUN-BLANQUET (voir Fiche méthode n°2.2).


CDPNE

Suivi de la végétation dans un quadrat dans la RNN du Marais de Lavours

Le gestionnaire pourra cependant effectuer des relevés selon la méthode des points contacts (voir Fiche méthode n°2.7).
L'analyse diachronique de l'évolution de la végétation peut aussi être réalisée par cartographie de la végétation à l'intérieur d'un maillage découpant le quadrat, ou encore par la réalisation de photographies.

Matériel

Les quadrats permanents doivent être bien fixés par des piquets solides en bois ou en fer à chaque angle. Des plaques souterraines d'acier inoxydable détectables au détecteur de métal peuvent venir compléter ce dispositif (voir encadré ci-contre). La numérotation des quadrats doit être univoque et reportée sur une carte.

Conditions de réalisation

Conditions lors du positionnement des quadrats (ATEN, 1994) :
- facilité de localisation sur le terrain,

- discrétion (curiosité, vandalisme),
- absence d'attractivité pour certains animaux risquant de perturber la végétation au voisinage ou sur le quadrat,
- coût raisonnable,
- absence d'effet nocif sur la végétation (ex : décomposition).

Recommandations

Si possible, le gestionnaire tentera de déterminer les mousses dans le carré permanent. Les mousses informent souvent des changements d'environnement sous influence de la gestion.

Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages

Permet de mettre des parcelles en défens dans le cadre d'un suivi à long terme des effets de la gestion, du pâturage notamment.

Inconvénients

- Son principal inconvénient réside dans la difficulté éprouvée parfois pour trouver des repères externes fiables, et la nécessité de mesurer le plus finement possible les angles et distances.
- L'impact du piétinement dans les carrés permanents, ou en bordure des quadrats, peut vite devenir le facteur explicatif le plus important. Un suivi seulement tous les trois ans permet d'atténuer les effets du piétinement (SINNASSAMY, 2000).
- Très vite il se développe un effet de bordure qui peut masquer les effets recherchés.
- Les résultats ne sont pas nécessairement transposables d'un site à un autre.

Analyse des données

Les exploitations possibles des données dépendent des méthodes de relevés utilisées.
L'utilisation de plusieurs quadrats permet également de calculer :

Fréquence des espèces = Nombre de quadrats où l'espèce est présente / Nombre total de quadrats

Homogénéité = Nombre d'espèces dans chaque quadrat / Nombre total d'espèces

Pour en savoir plus

BRAUN-BLANQUET (1922) ; CHERRIERE (1997) ; SINNASSAMY *et al.* (2001).

La matérialisation et le repérage des quadrats

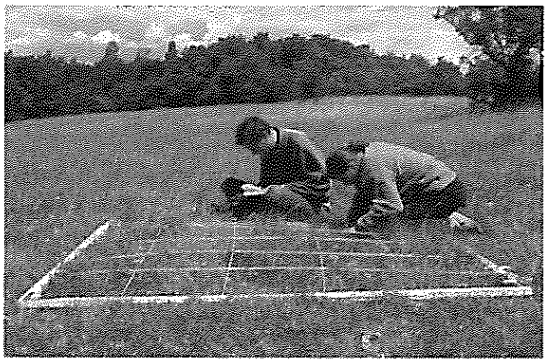
Un quadrat est délimité par un cadre métallique ou en bois, ou encore simplement par quatre piquets.

• Repères par piquets
- un seul mais orienté avec une boussole
- 2 à 4 piquets
- 2 piquets en diagonale et cadre en bois

Sur terrain pâturé, les piquets ne doivent pas dépasser 15 cm du niveau du sol.
Dans la RN de la Tourbière de Venec, à chaque niveau des placettes existent 2 piquets permanents qui repèrent la diagonale d'un carré de 50 x 50 cm. Ce carré est observé une fois pas an à l'aide d'un cadre subdivisé en 25 mailles de 10 cm de côté permettant un repérage précis de tous les végétaux apparus.

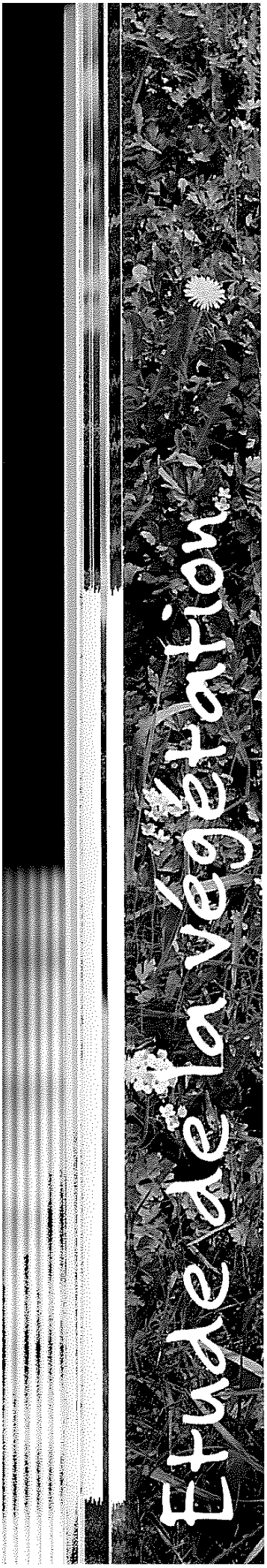
• Repères métalliques

Deux des angles du quadrat peuvent être matérialisés par des tubes creux en acier enfoncés à fleur de sol. La position des quadrats est établie à partir de repères fixes (repères visuels jugés indestructibles ou ne devant pas disparaître au fil des années d'expérimentation) par mesure des distances (multidécamètre) et des angles (boussole de précision) pour chacun des deux tubes du quadrat. La recherche des tubes se fait ensuite au détecteur de métaux.
L'avantage de ce système de matérialisation souterrain et invisible, dans le cas d'un suivi du pâturage, est qu'il ne perturbe en rien le comportement des troupeaux, et qu'il ne provoque aucune gêne esthétique ni le moindre danger pour les animaux et les hommes. Ce système de quadrats permanents ne perturbe en rien d'éventuelles actions de gestion (débroussaillage, fauche, pâturage...).



CDPNE

Maillage d'un quadrat pour l'étude de la végétation et l'analyse de la banque de graines dans la RNN de Grand Pierre et Vitain



Fiche méthode n°2.6

Mesure des fréquence et de la biomasse des plantes

Méthode de De Vries (ou méthode des « poignées »)

➠ Principe de la méthode

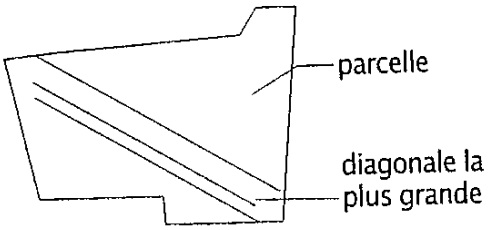
La méthode de DE VRIES (1948) consiste à prélever des échantillons de végétation herbacée (les poignées).

➠ A quoi ça sert ?

Cette méthode est utilisée pour décrire la structure d'une prairie. Elle permet surtout d'estimer la biomasse après récolte et séchage des échantillons prélevés.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage
Il s'agit de prélever 100 échantillons soit environ 25 m²/ha. DE VRIES a montré que vingt-cinq échantillons élémentaires suffisaient car au-delà, le gain de précision est très faible.
Si la végétation est rase, les échantillons sont matérialisés par des cercles de 25 cm² et les observations s'effectuent sans prélèvement de la végétation. Lorsque la végétation est haute (supérieure à 10 ou 15 cm), on prélève une poignée qui couvre environ 25 cm² (surface carrée).
Les échantillons sont répartis le long de lignes parallèles à la plus grande diagonale de la parcelle. Ils sont prélevés de façon aléatoire (figure ci-dessous).



Méthode de relevés
Dans chaque échantillon on relève toutes les espèces. On attribue à chaque espèce un coefficient de dominance, qui doit être inférieur à 6 (ou une croix pour les espèces les moins présentes). La somme des coefficients de toutes les espèces de l'échantillon doit toujours être égale à 6. Si 6 espèces co-dominent, on leur attribue à chacun un point. Si seulement deux espèces sont présentes dans l'échantillon, l'une étant plus largement dominante sur l'autre, on leur attribuera respectivement 5 et 1 points. Dans le cas où une grande partie du sol est nue, on retire aux plantes prairiales une partie des 6 points pour les affecter au sol nu.

Matériel
A l'intérieur d'une surface délimitée par un quadrat, le couvert végétal est coupé au ras du sol avec une cisaille à gazon.

➠ Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages
- Mesures exactes et totalement objectives.
- L'échantillon peut être analysé plus tard.

Inconvénients
- Méthode destructrice.
- Nécessite beaucoup de temps.
- Résultats difficilement transposables d'une parcelle à une autre.

➠ Analyse des données

Au retour du terrain, on obtient une liste des espèces présentes. On a aussi une quantité de végétaux qu'il est possible de peser.
Le tableau (matrice des données) permet de calculer la fréquence, la contribution au rendement ou dominance et la contribution pondérale de chaque espèce.

Fréquence
Comme dans la méthode des quadrats, la fréquence d'une espèce peut être mesurée. Dans ce cas la présence ou l'absence de l'espèce dans la poignée est prise en compte.

> Fréquence : F % = nombre d'échantillons où l'espèce est présente x 100 / nombre d'échantillons élémentaires

Contribution au rendement

> Contribution au rendement B % = somme des points attribués à une espèce x 100 / 6 x nombre de poignées

Les coefficients de dominance qui sont attribués sont La contribution au rendement est une estimation de la contribution de l'espèce à la formation de la biomasse, sachant que les espèces à haute teneur en matière sèche risquent d'être sous-estimées par l'attribution, à l'œil, des coefficient, alors que les espèces riches en eau risquent d'être sur-estimées.

Dominance des espèces dans les relevés

	1	2	3	...	25	Σcoef de l'espèce i
Agrostis capillaris	1	3	2	...	3	B1
Agrostis curtisii	1	X	1	...	X	B2
Calluna vulgaris	1	1	1	...	3	B3
Carex binervis	1	2	1	...	X	B4
Carex echinata	1	X	X	...	X	B5
Carex panicea	1	X	1	...	X	B6
Somme	6	6	6	...	6	

Contribution pondérale

La méthode permet de mesurer précisément le poids en matière sèche de l'échantillon. Lorsque les poignées sont prélevées, elles peuvent être séchées à l'étuve puis pesées. On pèse avant séchage et on sépare les différentes espèces. On ne conserve ensuite que 1 Kg que l'on passera à l'étude (échantillon) pendant 48 heures à 60 °C. On obtient ainsi la matière sèche. On associe poids et pourcentage et fréquence pour connaître la qualité de la prairie (évaluation de la valeur fourragère).

On calcule alors la contribution pondérale de l'espèce (G %), qui est le rapport du poids sec de l'espèce au poids total des 25 poignées, en pourcentage.

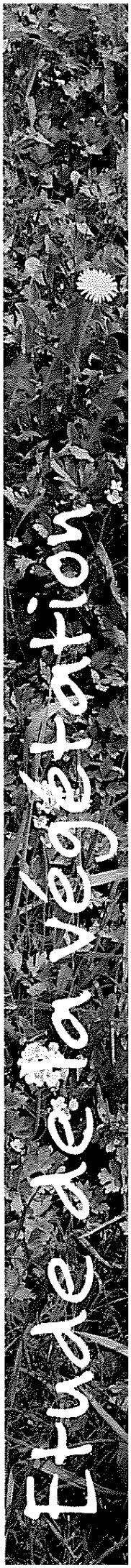
Contribution pondérale G % = poids de l'espèce dans les 25 poignées x 100 / poids total des 25 poignées.

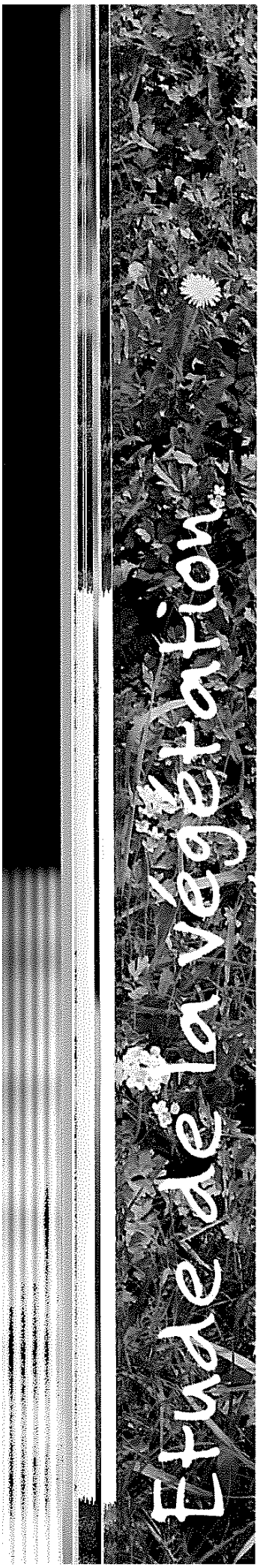
Densité

Il est possible de calculer la densité de chaque espèce, égale au nombre de tiges au sein du quadrat.

Pour en savoir plus

DE VRIES (1948) ; Cahiers techniques du Pique-Bœuf n° 2 (cahiers de la Féédération des parcs Naturels Régionaux).





Fiche méthode n°2.7

Mesure quantitative et suivi de la dynamique de la végétation

Méthode de DAGET-POISSONNET et variantes

Principe de la méthode

La méthode consiste à effectuer des mesures sur une ligne horizontale graduée, le long de laquelle l'opérateur fait glisser une aiguille positionnée à la verticale. On parle alors de points contacts (voir figure page suivante). Plusieurs techniques existent et varient en fonction du matériel utilisé. La plus courante est la méthode de DAGET et POISSONNET (1969), c'est aussi la plus utilisée dans les réserves naturelles.

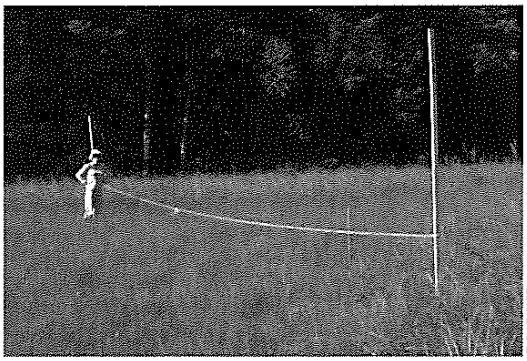
A quoi ça sert ?

La méthode de Daget-Poissonnet (ou du double-mètre) permet une appréciation quantitative du recouvrement (exempte de la subjectivité liée aux classes des fréquences très larges d'autres méthodes).
L'alignement régulier des points le long d'un transect (point contact) ou dans un quadrat (point quadrat) permet de connaître avec précision la structure du peuplement et la répartition des espèces.
Cette méthode est particulièrement bien adaptée au suivi de la dynamique des formations herbacées. Elle apparaît par contre inappropriée aux formations forestières ou de bryophytes à cause de leurs structures très différentes (d'après MULLER *et al.*, 1980).

Comment procéder ?

Echantillonnage

Plusieurs techniques d'observation d'échantillons-points ont été imaginées. L'observateur se place dans une zone homogène et représentative du milieu herbacé, en général en son centre pour éviter les effets de bordure. Dans cette zone, il détermine une ligne d'une longueur variable en fonction du type de milieu, matérialisée par un décamètre ou un double mètre, qu'il divise en 100 points de contact.
Quand la végétation est basse, les relevés sont effectués tous les 4 cm (voire 1 cm sur une pelouse rase). On peut utiliser deux double-mètres qui sont dépliés et glissés l'un à la suite de l'autre dans la végétation pour former un transect de 4 mètres, près de la surface du sol pour obtenir 100 points. On positionnera un point tous les 10 cm lorsque la végétation est plus élevée, tous les 20 ou 25 cm pour un pré de fauche où les chaumes de graminées atteignent ou dépassent 30 cm.
Dans le cas général il faut éviter de faire des lignes trop longues dépassant 5 m pour éviter d'échantillonner sur plusieurs groupements. Plusieurs lignes d'un nombre de mètres définis peuvent être étudiées, selon le nombre d'échantillons souhaités. Si plusieurs lignes sont nécessaires, il est préférable de les faire parallèles les unes aux autres (et distantes au plus de 1 m) de façon à suivre dans la mesure du possible les gradients écologiques du milieu (pente, humidité...).
Dans le cas d'une végétation haute, DAGET et POISSONNET préconisent d'utiliser cinq lignes d'observation de quatre mètres chacune, disposées parallèlement entre elles et en position la plus centrale possible de la station.


F. DARINOT

Pour les méthodes de lignes transects ou de lignes segmentées on utilise des rubans ou cordes d'une longueur variable (généralement de 10 m). ici une corde matérialisant une ligne transect dans la RNN du Marais de Lavours.

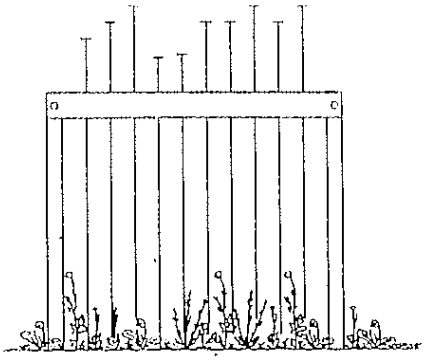
Une variante de la méthode consiste à noter les espèces le long d'une ligne segmentée. Cette méthode est utilisée en Camargue sur sept secteurs échantillons de 100 mètres, sélectionnés de manière à couvrir les principales unités de végétation rencontrées sur le transect. Il est plus judicieux d'effectuer plusieurs relevés linéaires sur la même parcelle afin d'établir des moyennes et d'éviter ainsi des erreurs liées à l'hétérogénéité du milieu.
Une autre variante de la méthode consiste à positionner les contacts non pas le long d'une ligne mais sur un réseau de fil tendus à l'intérieur d'un quadrat (on parlera alors de points quadrats). Les relevés sont effectués, à chaque intersection des fils. On peut aussi monter un ensemble de dix aiguilles sur un châssis de la longueur d'un des côtés du quadrat. Les aiguilles sont descendues verticalement dans la végétation, et chaque espèce touchant la pointe de l'aiguille est enregistrée. Le châssis est déplacé 10 fois à l'intérieur du quadrat, de manière à avoir 100 échantillons. Ces quadrats peuvent eux-même être répartis le long de lignes.

Le choix de l'emplacement du relevé (départ de la ligne par exemple) est fait soit au hasard dans la zone d'étude, soit en fonction de la nature des résultats escomptés.

Méthode de relevé

Tous les 10 cm (ou selon le pas défini), l'observateur relève d'une part, les espèces situées à la verticale de ce point d'observation, et d'autre part, le nombre de fois où une partie quelconque de chaque espèce est rencontrée le long de cette verticale.

Dans le cas d'utilisation d'aiguilles montées sur un chassis (méthode des points baïonnette), les lectures sont faites sur le bord gradué, aux intervalles choisis :
- l'observateur tient la baïonnette par l'anneau, laissant parfaitement libre la lame qui, par son propre poids, prendra la position verticale;
- il la descend lentement dans la végétation au niveau de la graduation retenue ;
- il annonce les contacts avec les espèces qui touchent le bord biseauté de la baïonnette ;
- l'assistant de l'observateur inscrit sur le bordereau d'analyse linéaire, le nombre de contacts annoncé pour chaque espèce dans la colonne correspondant au point de lecture et sur la ligne correspondant à l'espèce.



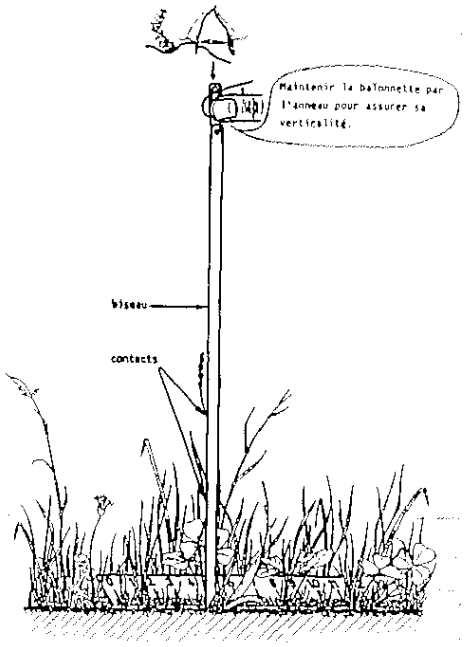
Chassis à aiguilles. L'aiguille baïonnette est un matériel sophistiqué, difficile à utiliser par le gestionnaire, constitué d'une lame dont la partie inférieure est biseautée (d'où le nom de baïonnette). Cette forme en biseau est étudiée pour ne pas modifier la position initiale de la végétation. La partie supérieure est en T, ce qui permet d'y fixer un fil à plomb, afin de pouvoir enfoncer l'aiguille parfaitement verticale dans le sol. L'aiguille sert de ligne de visée.

Matériel

Le gestionnaire pourra se contenter de l'utilisation d'un double mètre (c'est facile à transporter) pour une végétation basse. Dans le cas d'une végétation haute (supérieure à 25 cm), les deux double-mètres sont remplacés par des cordes tendues entre deux piquets, la visée se faisant à l'aide d'une aiguille baïonnette. La méthode de référence de MOUTIER et RADCLIFFE (1964) consiste en une barre rigide supportée par deux piquets qui s'enfoncent dans le sol. Dans les réserves naturelles des matériels plus « rustiques » sont utilisés, comme des aiguilles à tricoter.

Période et fréquence de relevé

La période de relevé a relativement peu d'importance. Il faut simplement que les plantes soient reconnaissables. La fréquence des relevés dépend de l'objectif et de la vitesse d'évolution des milieux. Les relevés seront plus fréquents, au moins dans un premier temps, sur des parcelles qui viennent d'être gérées.



Dans le cas de l'utilisation d'un double mètre, la mise en place est effectuée de la manière suivante :
- *Le double mètre, complètement déployé, est glissé à la surface du sol, à travers la végétation, la tranche graduée étant perpendiculaire à cette surface.*
- *Lorsqu'il est complètement engagé dans l'herbe, il est rabattu en position parallèle à la surface du sol, afin que les graduations en soient aussi rapprochées que possible.*

Conditions de réalisation

La méthode suppose de savoir identifier sans problème les plantes des prairies.

Recommandations

- Avoir au moins 100 points de mesure pour faciliter les calculs statistiques.
- Il faut se garder de piétiner le groupement ce qui fausserait les mesures.
- Les points doivent être suffisamment espacés pour que l'action perturbatrice d'une mesure ne se répercute pas sur le point suivant.

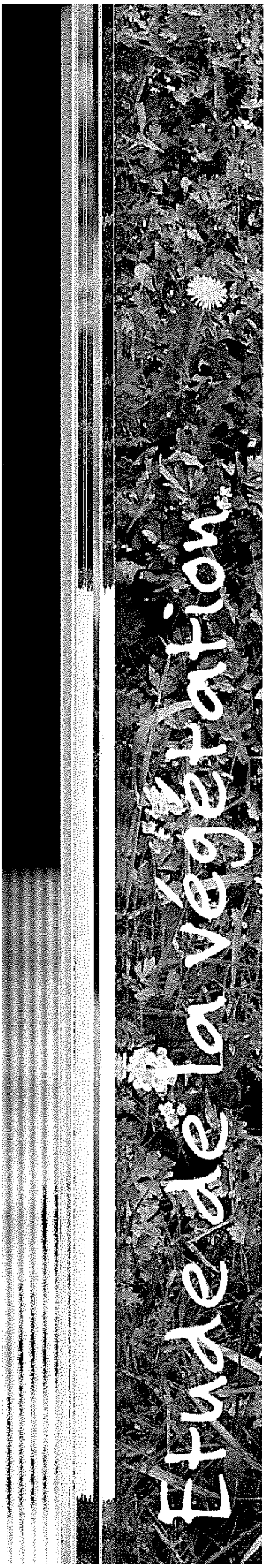
➠ Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages

- Relativement simple à mettre en oeuvre, peu onéreuse.
- Méthode non destructrice.
- Elle exploite des observations d'espèces le long d'une ligne et donc semble objective.

Inconvénients

- Le point quadrat présente, par rapport à la méthode phytosociologique, un déficit qualitatif, notamment pour les espèces à faible représentation. En général 20 % des espèces présentes dans le quadrat échappent au relevé. Pour pallier à cette difficulté, la méthode de BRAUN-BLANQUET lui sera toujours associée sur un



... Fiche méthode n°2.7

quadrat déterminé (c'est le cas dans la plupart des réserves naturelles qui utilisent cette méthode).
- Dans le cas d'utilisation de matériel type « baïonnette », la méthode est plus précise mais aussi plus difficile à mettre en œuvre, ce qui limite son utilisation à des cas spécifiques.

➠ Type de données recueillies

Les données brutes recueillies sont la liste floristique des espèces présentes sur chacun des points du relevé (chaque point étant numéroté). Elles permettent de calculer la fréquence spécifique et relative d'une espèce, la contribution d'une espèce, due à sa présence, et à son nombre de contacts.
Cette méthode peut procurer plus de précision qu'un simple transect parce que le nombre de contacts sur une aiguille reflète bien les niveaux de présence des différentes espèces. Les contacts sont souvent proportionnels au poids total de la végétation présente (MC NAUGHTON, 1979), comme la biomasse. La méthode ne permet pas, cependant, de mesurer la densité.

➠ Traitement des données

Des tests statistiques ont montré que si les points sont suffisamment nombreux, la somme des contacts pour chacune des espèces rencontrées peuvent être assimilées à des fréquences. On peut aussi calculer :
- la fréquence spécifique (FS),
- la fréquence centésimale (Fi),
- la fréquence relative (par rapport au nombre 100 d'échantillons),
- le contact spécifique de l'espèce (Ci),
- la contribution spécifique de présence de l'espèce (CSP) c'est à dire la participation de l'espèce au sein de la communauté,
- la contribution spécifique par contact (CSC) qui renseigne sur l'architecture, la structure et la morphologie de l'espèce,

1) Fréquence spécifique (FS) et fréquence centésimale (fi)

La fréquence spécifique est le nombre de points où l'espèce est présente sur le nombre de points échantillons. La fréquence centésimale d'une espèce i est égale au rapport de FS sur le nombre de points x.

$$Fi = (FS / x) \times 100\ (\%)$$

La fréquence centésimale est une fréquence relative. Le nombre de points étant au moins égal à 100, la fréquence centésimale est équivalente d'un recouvrement. Lorsque la couverture est dense, la somme des fréquences centésimales de toutes les espèces peut être supérieure à 100. Ceci est compréhensible si l'on considère que la végétation est composée de plusieurs strates superposées et qu'ainsi la baïonnette plantée en un point peut rencontrer des individus de plusieurs espèces différentes.

2) Intervalle de confiance de la fréquence

L'intervalle de confiance (écart-réduit correspondant au risque 5 %) peut être lu sur une abaque entre les lignes courbes d'égal effectif de points.
On y observe que plus le nombre de points recensés est grand, plus l'intervalle de confiance est réduit, ce qui signifie que les valeurs de recouvrement sont d'autant plus fiables et précises. Mais il est plus précis de le calculer pour chaque série.

$$I = +- 1.96 \div FS\ (\Sigma FS - FS) / \Sigma FS$$

La précision des mesures est suffisante lorsque I atteint ou est inférieure à 5 %. Pour obtenir cette précision des lignes supplémentaires sont effectuées parallèlement aux précédentes.

3) Le contact spécifique Ci

Le contact spécifique Ci d'une espèce est le nombre de fois où cette espèce a été en contact avec le biseau (le tranchant) de la baïonnette :

$$Ci = \Sigma\ \alpha i$$

Où α est le nombre de contacts avec l'espèce i en chacun de ces points.

4) La contribution spécifique présence CSP

La contribution spécifique de présence est définie comme le rapport de la fréquence spécifique FS à la somme des fréquences spécifiques de toutes les espèces recensées sur les points échantillonnés.

$$CSPi = FSi / \Sigma\ FSi \times 100$$

Où CSPi et Fsi sont les contributions et fréquences de l'espèce i et n le nombre d'espèces. CSPi est la fréquence relative de l'espèce i dans l'ensemble des fréquences spécifiques observées.
La somme des contributions spécifiques de toutes espèces doit être égale à 100. La contribution spécifique donne l'importance des espèces les unes par rapport aux autres et permet de contrôler l'évolution de la composition floristique d'un peuplement ne tenant pas compte du recouvrement.
La contribution spécifique, qui ne tient pas compte de la superposition des strates végétales, ni des zones de sol nu, ne peut pas être assimilée à un recouvrement.

5) La contribution spécifique contacts CSC

$$CSCi = (Ci / \Sigma\ Ci) \times 100\ (\%)$$

Il existe une relation strictement linéaire entre la Contribution spécifique contacts et le poids de matière sèche exprimé en %, relation qui, le plus souvent est du type Y = X. La CSC peut donc être considérée à une certaine approximation près comme une expression relative de la biomasse.

🕮 Pour en savoir plus

BOUDOURESQUE (1991) ; DAGET et POISSONNET (1969) , GOUNOT (1969) ; LONG G., POISSONNET *et al.* (1970) ; MULLER *et al. (1980).*

Fiche méthode n°2.8

Méthode d'échantillonnage

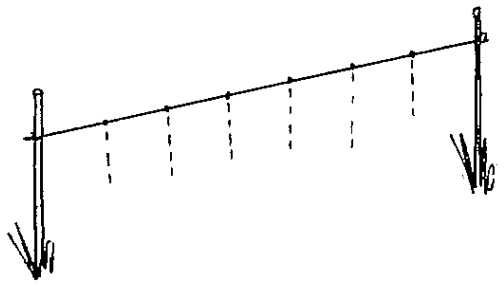
Transects et variantes

La méthode des transects est utilisée pour voir comment se situent les espèces ou les groupements d'espèces en fonction de la variation plus ou moins continue d'une variable (altitude, salinité, profondeur de la nappe, etc.).
Les transects sont aussi utilisés pour un suivi fin de la végétation.

➠ Comment procéder ?

Choix d'un type de transect

Un transect est une ligne le long de laquelle sont placés, à intervalle régulier, des échantillons. Ces échantillons peuvent être :

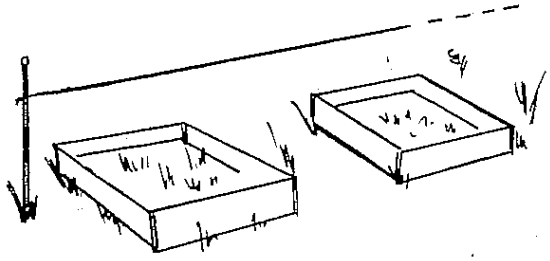


Points contacts le long d'un transect

- des points (cas des points contacts, voir Fiche méthode n° 2.7),

- des surfaces comme des quadrats disposés le long de la ligne,

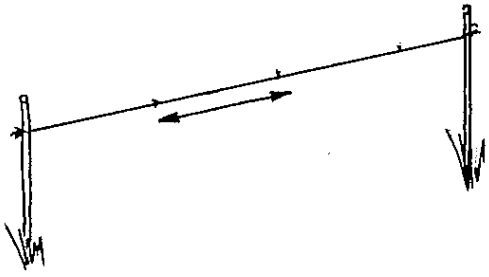
Avec la méthode des transects-quadrats, à chaque relevé, situé le long du transect on réalise un relevé floristique : il peut s'agir d'un relevé phytosociologique selon la méthode BRAUN-BLANQUET (voir Fiche méthode n° 2.2).



Quadrats le long d'un transect

- des « tronçons » de végétation homogène (homogénéité floristique, physionomique, ou écologique). A l'intérieur de chaque tronçon, on réalise un relevé phytosociologique.

- des segments contigus qui sont analysés un à un (méthode dite des lignes segmentées). Le transect est découpé en segments de taille identiques, et adaptés au sujet d'étude. Seules sont notées les espèces dont la couronne (ou le pied) est intercepté par la ligne, et une seule fois par segment. Les lignes segmentées sont utilisées pour quantifier certains paramètres des groupements végétaux.



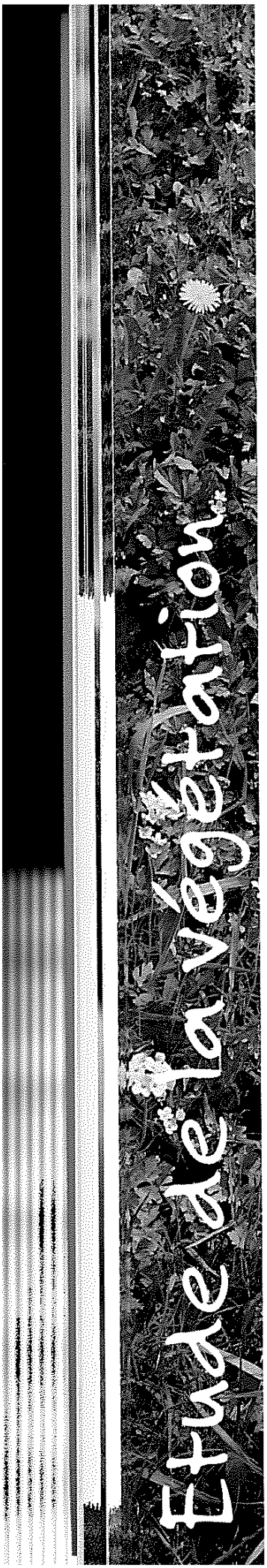
Ligne segmentée

- des lignes intercepts matérialisées par un ruban d'environ 10 m tendu à travers la parcelle en tenant compte de la hauteur de la végétation. Toutes les espèces qui touchent la ligne sont enregistrées. Le recouvrement des espèces est mesuré en comparant la longueur de ligne occupée par une espèce par rapport à la longueur totale de la ligne. Cette méthode est utilisée pour étudier les végétations éparses, notamment en région méditerranéenne. Parfois une bande étroite est étudiée au lieu d'une simple ligne.

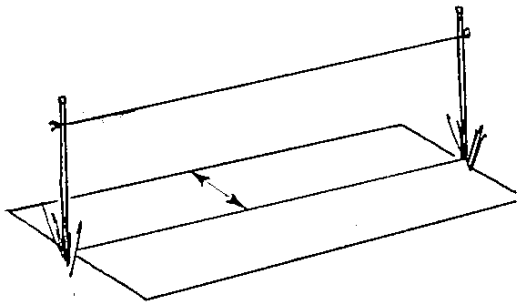
- une bande étroite de terrrain le long d'une corde matérialisant le transect (bandes de 1,5 à 2 m à droite ou à gauche de la corde tendue entre le point de départ et celui d'arrivée du transect) (voir figure page suivante).

Localisation des transects

On dispose le transect dans le sens de la plus grande variation des facteurs (niveaux d'eau de la nappe phréatique, etc.). On place les lignes toujours dans la même orientation, soit seules, soit en croix.



... Fiche méthode n°2.8



Transect en bande

Le fait de positionner les relevés dans le même sens que les variations de certains paramètres nécessite de connaître un minimum sur le milieu (niveaux d'eau, nature du sol, réseau hydrographique, etc.).

Matériel requis

- une corde et des piquets,
- éventuellement des quadrats permanents,
- des repères.

Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages

- L'intérêt de la méthode des transects, est qu'elle intègre l'hétérogénéité de la végétation et permet de suivre les évolutions spatiales de la végétation au cours du temps.
- Elle laisse la possibilité d'intégrer à l'échelle souhaitable des recherches pluridisciplinaires sur un même espace, dans une même unité de temps.

Inconvénients

- C'est une méthode d'une très grande adaptabilité mais n'offrant pas de codification formelle, donc ne permettant pas d'établir de relations entre éléments analogues. Cette méthode n'ayant pas de critères d'homogénéité, on ne peut établir de synsystème (voir page 59).
- Les données de transect ne sont pas transférables d'un site à une autre ; la valeur diagnostique est limitée dans l'espace.

Type de données recueillies

Les données recueillies sont celles des méthodes de relevés utilisées.
Le recouvrement des espèces est mesuré en comparant la longueur de ligne occupée par une espèce par rapport à la longueur totale de la ligne.
On effectue les divers calculs de fréquence, contribution spécifique, etc. selon les méthodes d'échantillonnage choisies (voir notamment Fiche méthode n° 2.7).
On combine l'échelle, la continuité et la régularité des observations avec les paramètres physiques de l'environnement étudiés selon les moyens disponibles et le temps. On proposera une nomenclature dont les critères suivant :

- la formation végétale,
- la structure de la végétation,
- les facteurs physiques les plus déterminants : trophie du système, alimentation en eau, exondation..., donc les caractéristiques écologiques,
- les plantes caractéristiques, dominantes,
- les espèces diagnostiques, caractérisant les variations.

Pour en savoir plus

BRAUN-BLANQUET (1932) ; CHERRIERE (1997) ; Cahiers techniques du pique-bœuf ; GOUNOT (1956, 1961, 1969)

Fiche méthode n°2.9

Evolution des paysages

Prise de vue paysagère

Principe de la méthode

La méthode consiste à réaliser une série de photographies au sol d'un ou de plusieurs secteurs de la réserve naturelle. Cette méthode peut être un complément à des prises de vues aériennes.

A quoi ça sert ?

Les prises de vue paysagères sont utiles pour avoir des documents de référence, notamment pour interpréter les résultats de suivis. Ce n'est cependant pas essentiel dans des milieux qui évoluent peu.
Cela peut permettre de réaliser un ensemble de clichés sur des secteurs de faible superficie pour lesquels des photographies aériennes n'apportent pas d'informations.

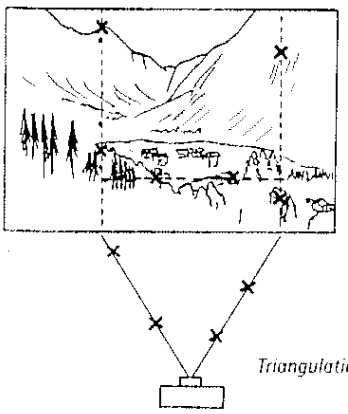
Comment procéder ?

Méthode

La méthode de triangulation est utilisée. Elle permet de noter des points de repères fixes dans l'image qui seront réutilisés pour les reconductions de la série photographique ou retrouver le point de prise de vue d'une image ancienne. Il s'agit de mettre en alignement ces points sur deux axes dans la largeur du cadre et un axe sur la hauteur. Ces points seront notés sur une épreuve papier de référence en petit format qui accompagnera la fiche de prise de vue. Celles-ci seront classées dans un carnet correspondant à l'étude et qui sera transporté sur le terrain pour les reprises de vues.

Relevé

Chaque prise de vue doit se faire avec rigueur et dans la logique d'une reconduction, dans le temps.



Triangulation (d'après PN Ecrins)

On note : le n° du cliché, le format et la focale de l'appareil, la hauteur de l'appareil, date, heure et météo, mesures de l'emplacement par rapport à des repères stables, localisation (sur une carte).

Une fiche de prise de vue doit être remplie pour chaque cliché. On y note l'initial du secteur, le numéro de l'étude, le numéro de point de prise, le numéro de la vue dans la série, le nom de la personne qui photographie, la date de prise de vue.
Les points de prises de vues doivent être indiqués sur une carte IGN réservée à cet effet.
Outre les renseignements à indiquer sur cette fiche, il est absolument indispensable d'indiquer le numéro d'archivage du document sur la fiche de prise de vue, sur l'épreuve papier de référence et sur les diapositives originales.

Matériel

Exemple de matériel de prise de vue utilisé dans le Parc national des Ecrins :
Boîtier reflex NIKON FM2 – Optique NIKKOR 35 mm/2
Optique NIKKOR 85 mm/1,8 – Filtre anti-UV NIKON
Trépied – Niveau à bulle – Déclencheur souple.
Film utilisé : Film diapositive VELVIA FUJI 50 ISO.

Recommandations

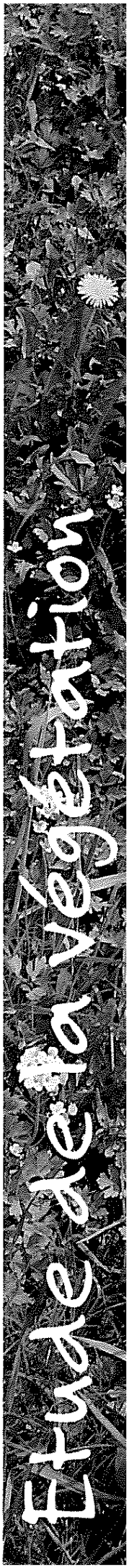
- Utiliser toujours un trépied.
- Choisir l'angle de prise de vue et le cadrage pour une composition harmonieuse.
- Eviter le contre-jour, préférer un éclairage de côté.
- Eviter les grandes zones d'ombre sans détail.
- Choisir une vitesse d'obturation en fonction d'un diaphragme relativement fermé (11 ou 16) car c'est dans cette fourchette que le piquet de l'image est optimal sur l'ensemble du négatif et que l'on obtient la plus grande profondeur de champs.
- Important : Chaque cliché doit être réalisé en trois exemplaires.

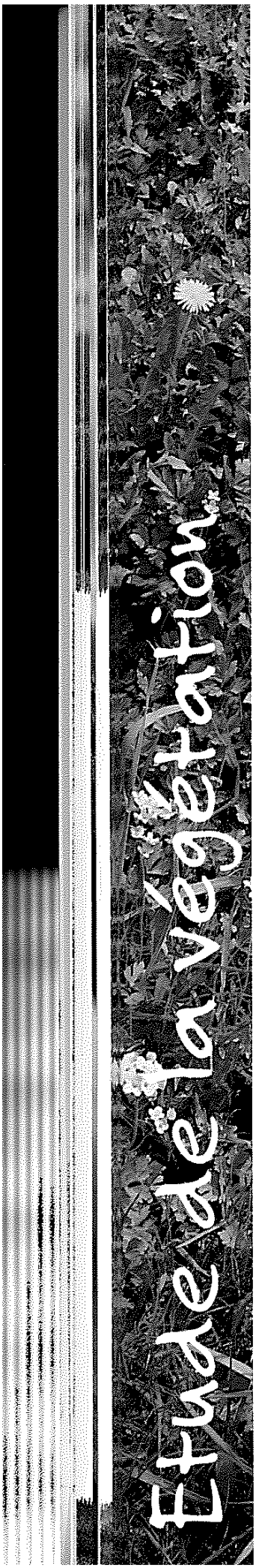
Procédures à respecter pour les prises de vue
- localiser précisément sur une carte les points de prise de vues, chaque année, les photos devront être prises du même endroit,
- marquer sur le terrain l'emplacement des prises de vues. Selon la nature du sol, on peut utiliser pour se repérer des marques à la peinture ou des bornes, piquetage,
- lors d'une « reprise » de vue, il faut respecter l'état d'avancement de la végétation, la lumière, les conditions météorologiques, l'heure, afin de conserver le même type d'ombre, le format et la focale de l'objectif.

D'après Les cahiers techniques du Pique-Bœuf.

Pour en savoir plus

Fiche réalisée à partir du document « Etude de l'évolution des faciès et des paysages - protocole de prise de vues photographiques », Parc national des Ecrins.





Fiche méthode n°2.10

Méthodologie simplifiée de suivi de la dynamique forestière (version préliminaire)

Relevés de bois mort au sol par transect (« line intercept sampling »)

Principe de la méthode

Le diamètres de tous les troncs et branches mortes sont mesurés le long d'un (ou plusieurs) transect en ligne et des équations permettent ensuite d'estimer la nécromasse moyenne (en m³/ha) présente dans la forêt étudiée.

Comment procéder ?

Echantillonnage

- Définir le tracé, la longueur et le nombre de transects : Les tracés devront permettre d'échantillonner un maximum d'habitats forestiers différents tout en couvrant de façon homogène l'ensemble de la zone étudiée. On peut envisager un itinéraire constitué de trois transects formant un triangle, afin de revenir en fin de relevé au point de départ et éviter ainsi les trajets « à vide ». La longueur des transects doit être assez grande pour permettre la détection de tous les types de bois morts (et notamment les diamètres les plus gros). Mieux vaut privilégier un grand nombre de transects que des transects très longs. Le choix de la longueur et du nombre de transects est laissé au gestionnaire qui avisera en fonction du temps nécessaire aux relevés (variable selon les sites) et du temps dont il dispose. 10 transects de 100 m est peut être une bonne base de départ pour tous. Si possible, choisir des transects de longueur identique ce qui facilitera par la suite les analyses.
- Localiser et orienter les transect de façon aléatoire sur l'ensemble de la surface étudiée. Si possible (pour les réserves ayant des forêts non exploitées), réaliser autant de transects dans les parties non exploitées (forêts à caractère naturel) que dans les parties exploitées.

Paramètres mesurés

Mesurer les diamètres (et autres variables) pour tous les troncs et branches mortes le long du transect et reporter ces mesures sur un formulaire. Utiliser une nouvelle feuille de relevé pour chaque nouveau transect (important) et si possible indiquer tout changement de pente, exposition, type de peuplement, etc.

Recommandations

- Placer les transects de façon aléatoire (obligation du protocole) pour s'éviter des mesures d'angles entre chaque pièce de bois mort interceptée et le transect (mesure d'angle différente de l'angle vertical entre la pièce de bois mort et le plan horizontal dans la fiche de relevé).
- Localiser les transects sur une carte (voir physiquement sur le terrain) afin de pouvoir réaliser de nouveaux relevés sur les même transects à intervalle régulier (tous les 10 ans ?) ou après certains évènements particuliers (tempête, sécheresse, exploitation forestière, etc.).

O. GILG

Relevé du bois mort dans la RNN de la forêt de la Massane.

Avantages et inconvénients

Avantages

- Méthode très simple et rapide pour mesurer le volume et le type de bois mort au sol.
- Malgré sa simplicité cette méthode est tout à fait éprouvée. C'est la méthode de référence pour la mesure du bois mort dans de très nombreuses forêts nord-américaines.
- Avec de simples mesures de diamètre des arbres morts rencontrés sur la ligne de transect (et moyennant un calcul très simple qui peut être automatisée sur un tableur type Excel), le gestionnaire peut connaître très rapidement le volume moyen de bois mort au sol.

Inconvénients

- La méthode de l'interception linéaire est intéressante pour un suivi d'ensemble, moins pour un suivi localisé.
- L'effort d'échantillonnage doit souvent être très important pour obtenir des résultats permettant de détecter des évolutions dans le temps avec une certaine puissance statistique.

Traitement des données

Un calcul initial permet immédiatement de visualiser la densité moyenne de bois mort à l'hectare estimée pour le transect en question. Ce calcul est provisoire et sera éventuellement corrigé (en fonction de variables comme la pente). D'autres calculs (nécromasse selon classes de diamètre ou essences) pourront être réalisés ultérieurement en fonction des variables facultatives (longueur des pièces, état de décomposition).

Pour en savoir plus

Groupe de travail « Forêts » de la commission scientifique de RNF.
http://www.for.gov.bc.ca/rco/research/cwd/tr003.pdf

Fiche méthode n°2.11

Mesure de la biomasse d'une espèce

L'exemple du roseau

Comment procéder ?

Echantillonnage

Chaque station comporte une série de 6 placeaux de 0,5 m x 0,5 m soit 0,25 m² :
- 4 placeaux d'un quart de m² chacun pour les tiges vertes de l'année
- 2 placeaux pour les rhizomes, les tiges et la litière.

Ils sont tous disposés le long d'une perpendiculaire au transect et distants de plus d'un mètre. Chacun d'entre eux est situé dans une zone homogène correspondant à la station étudiée.

Période de relevé

Les prélèvements commencent quand les roseaux ont pratiquement terminé leur croissance (août).

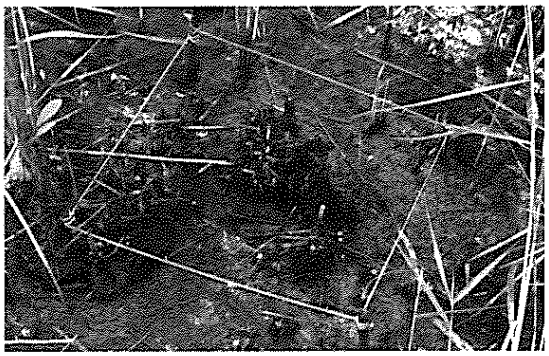
Méthode de relevé

Pour les 4 placeaux, les tiges de l'année sont coupées au ras du substrat à l'aide d'un sécateur. Chaque échantillon est attaché en un fagot et un sac recouvre les inflorescences pour éviter les pertes de graines.
Pour les 2 autres placeaux, tout ce qui se trouve au-dessus du substrat : litière, tiges sèches (exceptées les tiges de l'année) sont récoltées. D'autre part, tous les rhizomes sont extraits de la vase à l'aide d'une bêche. Il faut parfois creuser à 0,80 cm de profondeur pour récupérer quelques derniers rhizomes vivants. Ils sont ensuite lavés. La totalité des prélèvements est transportée dans des sacs plastiques étiquetés (numéro de transect, numéro de la station, numéro du placeau, date de la récolte). Le matériel est conservé et stocké en un lieu sec (serre, laboratoire), dans l'attente des mesures.
En plus des caractéristiques mesurables, on note l'ensemble des attaques parasitaires, ou des atteintes portées par les phytophages aux roseaux de l'année.

Matériel

Pour cette partie de l'étude se munir :
- d'un cadre carré de 0,5 cm de côté,
- d'un sécateur,
- de sacs plastique de grande contenance (sacs poubelle),
- d'une bèche,
- d'étiquettes, d'un carnet de note,
- d'un véhicule pour le transport des échantillons vers le laboratoire d'analyse,
- de formulaires pré-établis pour collecter les mesures,

Et aussi, pour noter les attaques parasitaires :
- d'un triple-mètre (précision de mesure < 5 mm),
- d'un pied à coulisse (précision de mesure < ou = 0,5 mm),
- d'une étuve chauffée à 105 °C,
- d'une balance (précision de mesure = 0,1 g),
- d'un local pour effectuer les mesures et conserver les échantillons à l'abri de l'humidité.



M. MARCHYLLIE

Relevé de roseaux pour une étude de la biomasse dans la RBD de la Mare à Goriaux (Nord)

Paramètres mesurés

Les mesures sont effectuées sur toutes les plantes présentes dans la station.

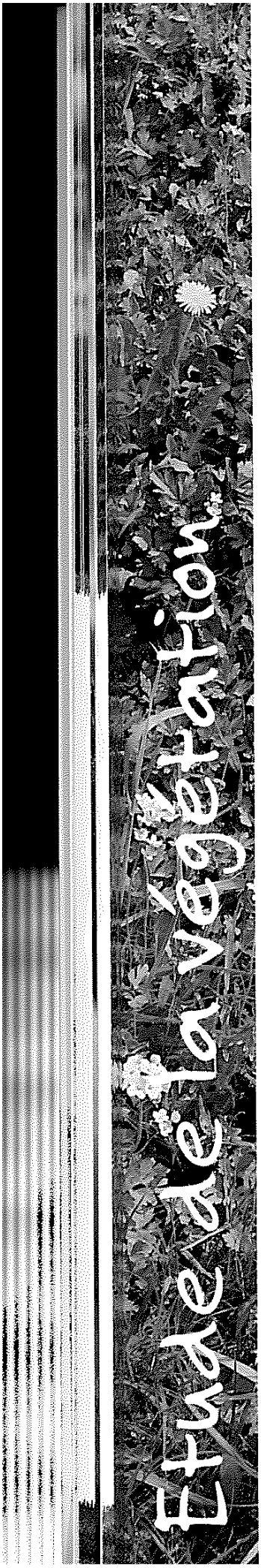
Pour les plantes autres que le roseau, on mesure le poids sec et on précise les espèces présentes.
D'autre part, pour les roseaux, on distingue deux types essentiels de matériel :
- les parties dressées : tiges, inflorescences, feuilles ;
- les parties souterraines : rhizomes.

Renseignements complémentaires :
- la physionomie de la station,
- l'épaisseur, l'origine de la litière,
- les caractéristiques du substrat : texture, épaisseur, origine,
- la profondeur de l'eau,
- toutes les autres informations suceptibles de compléter l'interprétation des résultats,
- distances entre les stations du transect.

Le calcul de la biomasse est effectuée en laboratoire.

Pour en savoir plus

D'après le suivi des roselières : étude du roseau à balai (*Phragmites australis*) et des espèces végétales associées dans la RNR de la Tourbière de Vred.



Fiche méthode n°2.12

Suivi des roselières

Protocole mis en place dans les réserves naturelles

➠ A quoi ça sert ?

Les objectifs de ce suivi mis en place dans la plupart des réserves naturelles contenant des roselières sont progressifs. Il s'agit :
- de bien caractériser la roselière sur le site,
- de pouvoir comparer sa roselière à d'autres situations,
- puis d'identifier des évolutions possibles,
- et enfin, de relier ces changements à des modes de gestion.

Les mesures standardisées permettent une analyse statistique sur un site. Elles permettent également la comparaison avec d'autres sites.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Le protocole doit être mis en place de manière rigoureuse afin de rendre possible une analyse statistique et une interprétation des données. Cela signifie de veiller au nombre d'échantillons, de respecter la saison de mesure ainsi que la régularité des mesures (pour les niveaux).

Les mesures sont récoltées le long d'un transect. D'après MAUCHAND (1998) pour chaque site de roselière, un point représentatif est choisi, proche de la bordure (mais pas trop) de façon à être accessible toute l'année. Le piézomètre y sera localisé et il sera le point de départ d'un transect rectiligne de 150 m.

Pour l'inventaire floristique le long du transect, des quadrats de 50 x 50 cm (ou 25 x 25 cm) seront placés tous les 5 m de façon temporaire pour l'inventaire de la végétation. Il y aura donc un total de 30 points pour la structure de la végétation par site (50 c'est mieux !) localisés à des distances croissantes de l'arrivée d'eau douce. Si la station choisie est hétérogène, il est indispensable d'avoir au minimum 50 échantillons. Si elle est homogène, 30 mesures peuvent suffire. 9 échantillons seront prévus pour mesurer le degré d'oxygénation.

Le choix des stations dépend de la question recherchée et des potentialités du site. Une analyse rapide d'une photographie aérienne peut permettre de choisir la station et l'orientation la plus appropriée.

Méthode de relevés

Les relevés des niveaux d'eau et de la salinité sont mesurées à partir des méthodes décrites au chapitre 1. Les relevés sur les roselières consistent en des mesures de divers paramètres selon le plan d'échantillonnage.

Paramètres mesurés

1/ Relevé floristique

Pour bien caractériser la roselière, un ensemble de mesures simples doit être recueilli :
- la densité des tiges, soit le nombre de tiges dans le quadrat,
- la hauteur des tiges,
- le diamètre des tiges, mesuré au pied à coulisse sur une tige au hasard,
- l'âge des tiges, c'est à dire distinguer les tiges vertes (tiges de l'année), des tiges sèches (des années précédentes),
- la densité des tiges florales, soit compter le nombre de tiges florales dans le quadrat.

F. TOPIN

Mesure de la hauteur des tiges de roseaux dans la RNN de l'Ile du Girard

Il n'a pas été prévu de mesures particulières sur la faune ou la flore. Seule une « surveillance » est proposée. C'est-à-dire qu'il convient de relever la présence des espèces sur la feuille de données.

2/ Modes de gestion

Pour relier les paramètres de structure des roselières à des modes de gestion, il est nécessaire de récolter des informations renseignant sur ces modes de gestion et leurs impacts sur la roselière elle-même : coupe, pâturage, etc.

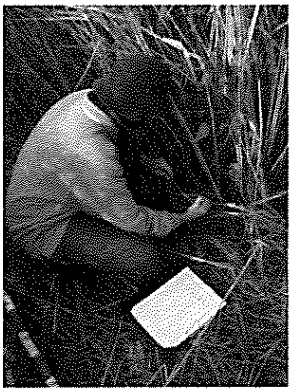
3/ Paramètres abiotiques

Il s'agit le plus souvent des niveaux d'eau (hauteur d'eau de surface et hauteur des eaux de la nappe), dans certains cas de la salinité.

... Fiche méthode n°2.12

On mesure la hauteur de l'eau de surface et le niveau piézométrique de la nappe à 50 cm. Pour la salinité, la conductivité est mesurée à l'aide d'un conductimètre également en surface et à 50 cm de profondeur dans le piézomètre.
Une description du sol est faite lors de la mise en place des tubes.

Enfin, le degré d'oxygénation du sol est un paramètre intégrateur de la qualité du sol. Il est mesuré à l'aide d'un redoxmètre en surface et à 50 cm de profondeur. Trois mesures répétées en trois points le long du transect (neuf mesures au total) permettent d'avoir un portrait rapide de la situation. Ces mesures sont effectuées à l'automne, juste après les mises en eau automnales.



F. TOPIN

Mesure du diamètre et de la densité des tiges dans la RNN de l'Ile du Girard

Les priorités du suivi :
- Ce sont les transects sur les roselières (hauteur, diamètre, densité, tiges vertes/sèches, tiges florales) qui sont les plus importants dans un premier temps et pour un objectif minimum (caractériser la roselière et constituer un référentiel)
- Les données relatives aux niveaux d'eau et au sédiment sont destinées à aider à l'interprétation des résultats au niveau du site.

Matériel

Un piquet et un tube sont installés au départ du transect, et éventuellement un autre piquet 150 m plus loin, à l'extrémité du transect. Une échelle pour la lecture du niveau d'eau en surface peut être installée.

Le matériel préconisé est le suivant :
- Transect de 150 m (ou 3 de 50 m).
- Échelle de niveau (mesurer les niveaux sur l'année).
- Piézomètre (tuyau plastique de 130 cm de long de 60 cm de diamètre par exemple). Pour simplifier, le niveau de la nappe est relevé dans un tuyau en PVC qui fait office de piézomètre.
- Deux gobelets (un pour servir de bouchon sur le piézomètre, l'autre pour écoper).
- Pentadécamètre (50 m pour délimiter des portions de transect).
- Mètre ruban (pour mesurer l'eau dans le tuyau/piézomètre).
- Quadrat de 25 cm x 25 cm (trois tiges de métal ou de plastique délimitant trois côtés).
- Une tige de 2,5 m graduée tous les 10 cm (pour la hauteur des tiges).
- Un pied à coulisse (pour mesurer le diamètre).
- Un carnet et un crayon.
- Une boussole (dans le cas où on s'oriente à la boussole pour orienter le transect).
- Un conductimètre (pour la salinité, si nécessaire).
- Un redoxmètre (pour le degré d'oxygénation du sol en surface et en profondeur).
- Bottes, cuissardes ou waders...
- Photos...

Période et fréquence de relevé

L'inventaire floristique est réalisé une fois au début d'été. Il est proposé un suivi bi-mensuel de la hauteur d'eau de surface et de la hauteur des eaux de la nappe.

Il sera nécessaire de répéter le protocole au moins deux ou trois ans afin de bien caractériser la roselière, détecter d'éventuels changements et s'affranchir de variations annuelles. L'observateur pourra décider de répéter l'inventaire dans des situations de forte dynamique ou si il s'attend à de forts changements. Ensuite, suivant les résultats et les questions des gestionnaires, ces suivis seront soit stoppés, soit adaptés à des questions spécifiques.

Conditions de réalisation

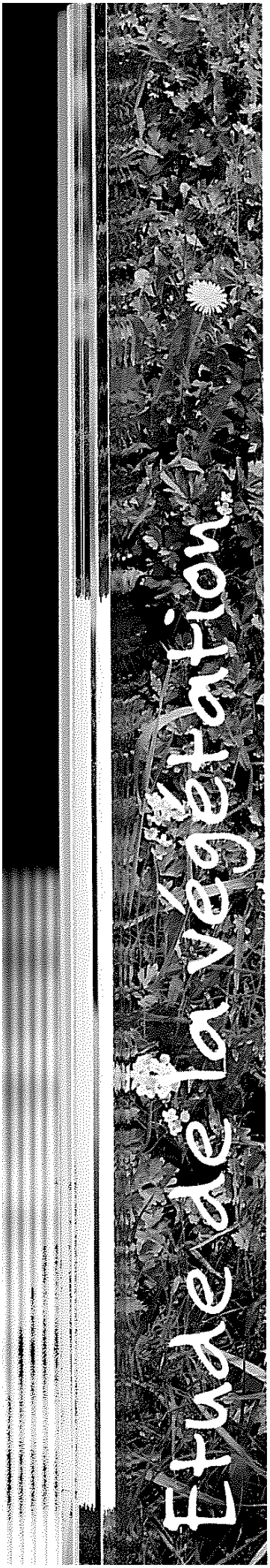
Il faut compter environ une demie journée par station, et mieux vaut être deux.

Conseils, sources d'erreurs

Le protocole complet publié par RNF liste quelques conseils recueillis à partir du test de la méthode sur plusieurs réserves, notamment sur :
- les mesures effectuées au niveau du piézomètre,
- les mesures du potentiel redox,
- la localisation des quadrats
- etc.

Pour en savoir plus :

MAUCHAND (1998) ;
MAUCHAND et SINNASSAMY (2001).
Groupe de travail « Rézo du rozo » de la commission scientifique de RNF.



Fiche méthode n°2.13

Suivi de la structure des ripisylves

Protocole mis en place dans les réserves naturelles

➠ C'est quoi ?

Il s'agit d'une méthode de suivi mise en place depuis le début des années 90 dans les réserves fluviales et dont les relevés concernent des données structurelles sur les arbres présents.

➠ A quoi ça sert ?

La méthode permet de décrire l'état actuel des ripisylves et d'évaluer leur dynamique sur du long terme. L'échantillonnage a une valeur statistique et donne une représentation de la structure forestière d'ensemble de chaque unité stationnelle à un instant donnée.

➠ Comment procéder ?

Approches de la méthode

Différentes tendances dans l'élaboration des méthodes se dégagent en fonction des objectifs :

- Une approche de type « architecturale », basée sur la description aussi fine que possible d'une petite surface (1 à 2 ha, généralement un transect) : l'objectif est alors de définir la taille de la mosaïque élémentaire ;
- Une approche de type « dendrochronologique », basée sur l'âge et la croissance des arbres ;
- Une approche de type statistique, basée sur un maillage de placettes couvrant une large surface (plusieurs dizaines d'ha). On obtient alors une image moyenne du massif étudié. Une typologie des placettes peut permettre d'exprimer les résultats sous forme de cartes thématiques (structure, composition floristique).
- Une approche « structurale », visant à cartographier l'ensemble de la forêt ou par phase sylvigénétique. On obtient ainsi une représentation globale de la forêt qui permet d'apprécier l'importance des différentes phases.
- Une approche par « trouée », visant à décrire le processus de cicatrisation au niveau d'un chablis.

Chaque arbre est individualisé ce qui permet de suivre la dynamique aussi bien au niveau individuel qu'au niveau du peuplement.

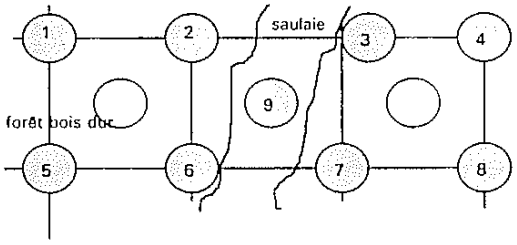
Echantillonnage

L'échantillonnage est basé sur un réseau de placettes permanentes disposées selon un maillage systématique de carrés de 100 m, couvrant l'ensemble de la réserve forestière.

Des placettes sont localisées sur ce maillage. Le choix de la forme et de la surface individuelle de chaque placette détermine le taux d'échantillonnage.

> Forme et surface de la placette
> La placette circulaire doit être privilégiée pour faciliter le repérage à long terme de la placette et de chaque arbre. En ce qui concerne la surface de la placette, PARDE (1961) donne les recommandations suivantes : 4 ares en futaie équienne pas trop âgée, 5 ares en futaie pleine d'âge moyen, ou en futaie jardinée, jusqu'à 10 ares en futaie âgée, ou en taillis sous futaie.
> Afin de se donner une marge, la surface adoptée par RNF est de 6 ares, soit un rayon de 13,8 m.

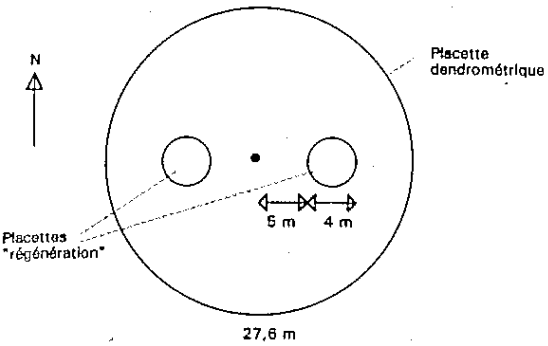
Dans le cas où la placette se trouve à cheval sur deux groupements nettement distincts elle pourra être déplacée de manière à se situer entièrement dans le groupement initialement majoritaire en surface (voir figure). Une placette « facultative », située au centre de 4 autres pourra être implantée dans le cas d'une structure forestière très hétérogène, de manière à assurer une représentation suffisante de chaque type de structure, ou de groupement (augmentation du taux d'échantillonnage avec la complexité du milieu).



Exemple d'implantation de placette dans le cas d'un milieu hétérogène

Au sein de chaque placette, deux « sous-placettes » circulaires de 2 m de rayon sont définies pour l'observation de la régénération. Le centre de ces sous-placettes est de 5 m de part et d'autre du centre de la placette principale, l'un à l'est, l'autre à l'ouest (voir figure page suivante). Le centre de chacune des sous-placettes régénération est matérialisé par un jalon. Le périmètre est déterminé au décamètre.
Les placettes sont implantées par une équipe de deux opérateurs par cheminement à l'aide de la boussole et du topofil, à partir de la base de l'implantation choisie.

... Fiche méthode n°2.13



Implantation des placettes « régénération »

Paramètres mesurés

La première étape consiste à définir la liste des espèces d'arbres. L'ensemble des relevés dendrométriques et de régénération porte sur les individus de cette liste d'espèces. Il s'agit donc d'une étape importante du protocole. Cette étape peut se révéler délicate pour les arbustes.

Dans un premier temps, les hauteurs (totales et de la première branche vivante) des trois arbres les plus proches du centre de la placette sont mesurées en vue d'étalonner les estimations pour les autres arbres. En cas de difficulté pour observer ces arbres, d'autres individus peuvent être mesurés.

Les paramètres relevés sur chaque placette sont :
- inventaire de tous les arbres (diamètres >= 7,5 cm) avec les mesures suivantes :

coordonnées polaires de chaque arbre (identification à long terme), espèce, diamètre à 1,3 m, état sanitaire, hauteur totale et de la première fourche, présence de liane (et diamètre), orientation du tronc pour les chablis.
- Régénération : inventaire des semis d'arbres de plus de 50 cm de haut sont recensés par espèces et selon trois classes de hauteur. Les classes de hauteur définies sont : 0,5 à 2 m ; 2 à 4 m ; 4 m et plus.

Sont ensuite relevées :
Le recouvrement global des différentes strates en dizaines de %. Les strates suivantes seront prises en compte :
- herbacée basse (plantes herbacées < 50 cm),
- herbacées hautes (plantes herbacées > 50 cm),
- buissonnantes et arbustives (ligneux < 7m),
- arborée (> 7m).

Un relevé phytosociologique est effectué pour chaque strate (les deux strates herbacées seront confondues), en employant le classique coefficient d'abondance-dominance (voir Fiche méthode n° 2.2).

Est ensuite effectué un sondage pédologique à la tarrière jusqu'à buter sur un horizon grossier (graviers, galets) ou rencontrer la nappe phréatique. Les paramètres suivants seront obligatoirement renseignés : profondeur d'apparition de la nappe phréatique ou du plancher graveleux, profondeur d'apparition de trace d'hydromorphie temporaire et/ou permanente. Par ailleurs, le profil textural sera établi par diagnostic sommaire au toucher. Ce relevé n'est réalisé que lors de la première campagne de relevé.

Il est important de reboucher le trou de sondage qui constitue un piège pour les petits mammifères et les insectes terrestres.

Fréquence de relevé

Le suivi a un pas de temps de 10 ans.
Une « fiche mémoire » permet de relever chaque année les informations suivantes :
- évolution du niveau piézométrique au fil de l'année,
- période d'occurrence des évènements hydrologiques extrêmes,
- dates des évènements climatiques extrêmes se traduisant par des dégâts importants aux arbres,
- éventuellement, date et importance des phénomènes biotiques ou inconnus.

Recommandations

- Chaque placette est identifiée par un numéro d'identification. Le plan d'implantation des placettes, indiquant clairement la base d'implantation, le maillage (défini par une taille des mailles et l'azimut des deux directions) et le numéro de chaque placette, est un document capital pour la pérennité du suivi.
- Le repérage à long terme du centre de la placette se fait par la mise en place d'un repère métallique enterré spécifique (repère orange de la firme GELAN) à environ 40 cm de profondeur, au point exact du centre de la placette. L'usage de ce type de repère garantit une excellente fiabilité de la détection.
  Les tests de repérage des placettes dans les réserves naturelles à l'aide du détecteur ont donné entière satisfaction : le repère est détecté à quelques mètres et la précision finale de localisation du repère est très bonne. Par contre il convient d'enterrer suffisamment le repère (30 à 40 cm).
- Tester différentes tailles de maillage et différents azimuts en vue d'optimiser le taux d'échantillonnage, le temps nécessaire aux relevés de terrain et la représentation des différents types de stations et de peuplement. Il est souhaitable d'avoir pour cette phase des cartes des types de stations et des types de peuplements. Dans le cas où ces documents ne sont pas disponibles, des photos aériennes peuvent apporter une première information.

➠ Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages

Méthode qui fournit de nombreuses observations selon un protocole rigoureux et standardisé.

Inconvénients

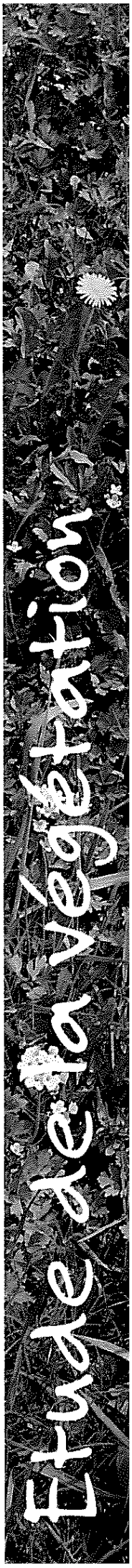
La mesure des hauteurs est difficile de même que l'appréciation de l'homogénéité du milieu.

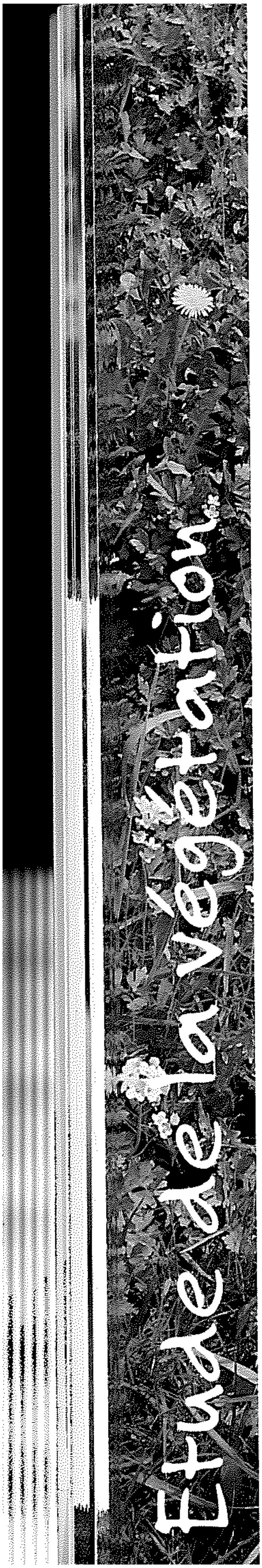
➠ Traitement des données

L'ensemble des données est informatisé pour faciliter leur traitement et les comparaisons lors des relevés futurs.

🕮 Pour en savoir plus

CLUZEAU *et al.* (1997) ; PONT (1994, 1995, 1997) ; PONT et LE BOT (2002).





... Fiche méthode n°2.13

RESERVES NATURELLES DE France **RESERVEAU DES R.N. FLUVIALES**

FICHE DE RELEVES POUR LE SUIVI DE LA DYNAMIQUE SPONTANEE DES RIPISYLVES

Réserve Naturelle de

Placette n° : **Date :**

RECENSEMENT DES SEMIS D'ARBRES - placette ouest

espèces										
0,5 à 2 m										
2 à 4 m										
> 4 m										

RECENSEMENT DES SEMIS D'ARBRES - placette est

espèces										
0,5 à 2 m										
2 à 4 m										
> 4 m										

INDICES DE PRESENCE D'HERBIVORES SAUVAGE

abroutissements	frottis	boutis sanglier	coupes castor

RECOUVREMENT DES STRATES (en dizaine de %)

herbacée basse (< 50cm)	herbacée haute (> 50cm)	arbustive (ligneux < 7m)	arborée (> 7m)

RELEVES DE VEGETATION

STRATE ARBOREE

Espèces	coeff A-D

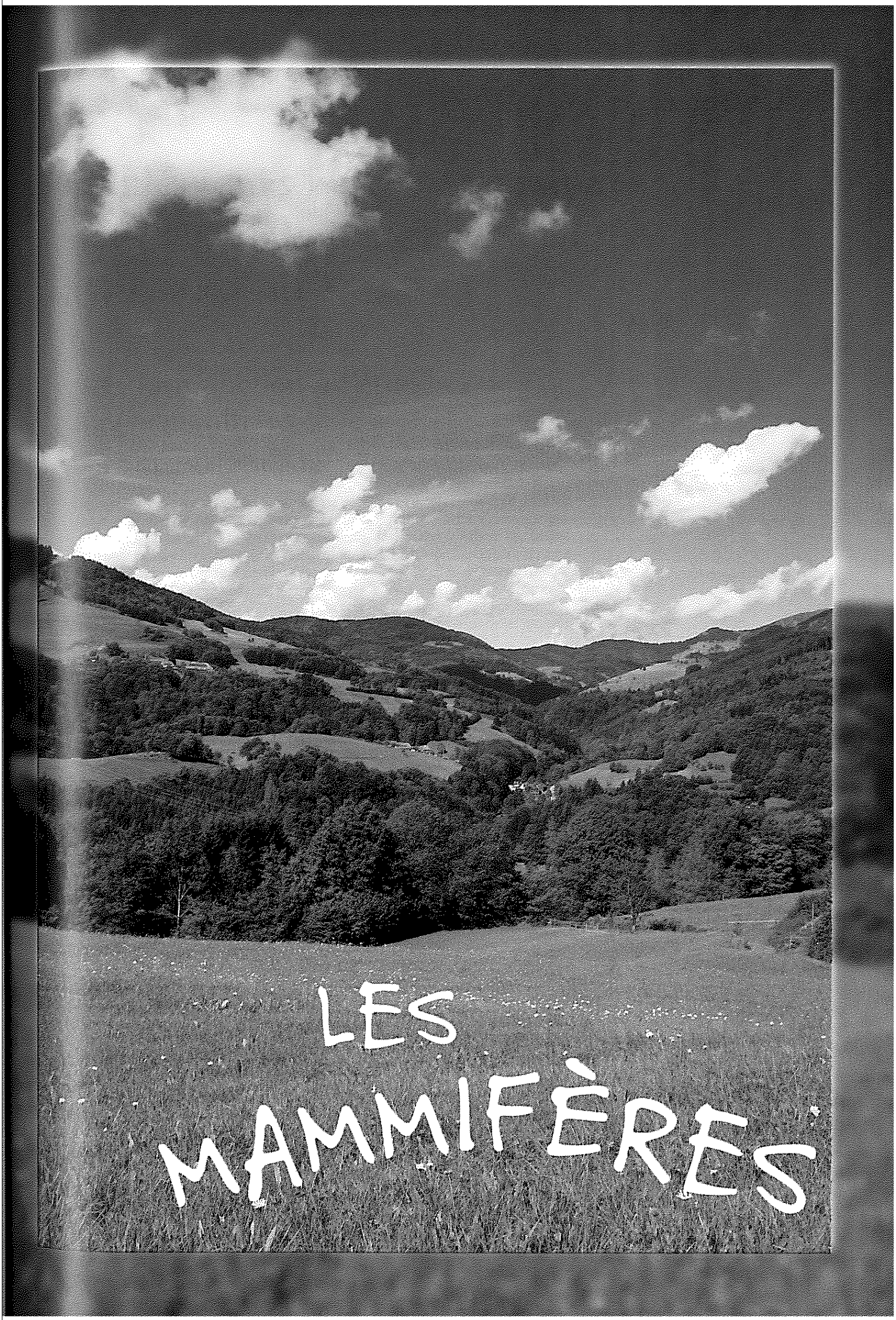
ARBUSTES, BUISSONS ET LIANES

Espèces	coeff A-D

HERBACEES

Espèces	coeff A-D

25/06/02


LES
MAMMIFÈRES

3. Eléments méthodologiques pour l'inventaire et le suivi des mammifères

3.1. Introduction à l'étude des mammifères

3.1.1. Comment déterminer les mammifères ?

Déterminer des espèces de mammifères ne posent pas de réel problème pour les espèces de grande taille, reconnaissables sans difficulté. La détermination est plus complexe lorsqu'il s'agit des chauves-souris (chiroptères). Affaire de spécialiste pour de nombreuses espèces, elle peut être réalisée selon la méthode d'identification auditive à partir de l'analyse des ultrasons qu'elles émettent (BARATAUD, 1996). Cette méthode permet en moyenne à un observateur expérimenté de nommer les espèces pour 85 % des contacts (voir page 95). Les micromammifères quant à eux sont déterminés à partir de l'analyse des ossements trouvés dans les restes de repas de rapaces ou de carnivores (voir page 95).

3.1.2. Sur quels groupes travailler ?

Sur une réserve naturelle, l'ensemble des grands groupes d'espèces de mammifères est généralement représenté (chiroptères, micromammifères, grands mammifères...), excepté pour les mammifères marins. Le gestionnaire pourra définir des priorités car il est souvent difficile, faute de moyens, d'effectuer un inventaire complet de tous les mammifères. Dans la plupart des réserves naturelles, un premier inventaire, souvent partiel, ne reflète la présence que des espèces facilement observables par le gestionnaire au cours des déplacements sur le terrain.
L'inventaire des chauves-souris est important. Ces espèces répondent rapidement à des changements du biotope (FROM *et al*, 1997) car la densité de chauves-souris dans un espace dépend de la production d'insectes et de la configuration du biotope. Les fluctuations de leur population peuvent donc se révéler être de bons bioindicateurs de changements écologiques ou des effets d'une gestion. MOESCHLER et BLANT (1990) confirment en précisant que les chiroptères constituent un bon test de bio-évaluation des différents biotopes.

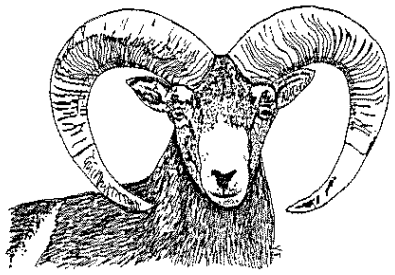
3.1.3. Quelles méthodes utiliser ?

Aucune méthode ne permet de recenser toutes les espèces et les méthodes d'inventaire diffèrent d'une famille à l'autre. Les mammifères sont difficiles à observer car la plupart d'entre eux restent très discrets. Des données peuvent être collectées grâce à deux types de méthodes :

- les MÉTHODES DIRECTES. La plus simple à mettre en œuvre repose sur des observations visuelles directes des individus. De nombreux mammifères restent cependant discrets la journée et ne sont visibles que la nuit (cas des rongeurs). L'observation visuelle n'est donc pas adaptée et d'autres méthodes doivent alors être mises en œuvre afin de les recenser. Il s'agira par exemple de méthodes de capture des individus soit à l'aide des pièges spécifiques, particulièrement utilisées pour les micromammifères (campagnols et autres petits rongeurs, etc.) mais aussi pour les carnivores, soit à l'aide de filets pour les chauves-souris. Il s'agira aussi, pour ces dernières, de méthodes auditives de détection par ultrasons par exemple.

Références pour la détermination des chiroptères

AHLEN I., 1990. Identification of Bats in Flight. Swed. Soc. Cons. Nat.et Swed. Youth Ass. Env. Stud.et Cons. : 50 p.
BARATAUD M., 1992. Reconnaissance des espèces de chiroptères français à l'aide d'un détecteur d'ultrasons : le point sur les possibilités actuelles. Actes du XVIe colloque francophone de mammalogie. SFEPM. 17-18 oct. 92 Grenoble : 58-68.



Mouflon de Corse

- et LES MÉTHODES INDIRECTES. Elles consistent à mettre en évidence un certain nombre d'espèces par le biais d'un intermédiaire vivant, en l'occurrence le prédateur qui les consomme. Il s'agit notamment de l'analyse de restes dans les pelotes de réjection de rapaces ou de crottiers de genettes, de cadavres. Ces méthodes permettent notamment de localiser plus précisément l'habitat de l'individu.

Dans les espaces protégés, le but recherché est principalement de caractériser les peuplements de mammifères sur le plan qualitatif, voire semi-quantitatif. Un inventaire complet des mammifères doit associer plusieurs méthodes. Si un seul groupe est visé, la méthode choisie sera celle qui fournira le plus de résultats, par exemple la recherche par les ultrasons pour les chiroptères ou encore le piégeage pour les micromammifères.

Remarque :
La bibliographie technique sur les mammifères concerne majoritairement les chiroptères, ce qui explique qu'il est davantage fait référence à ces espèces dans les différentes parties de ce chapitre.

Le piégeage nécessite une autorisation ministérielle (voir page 56 du cahier technique n° 72 de l'ATEN)

Quelques références de méthodologies

AULAGNIER S., 1998. Atelier « technique d'étude des Mammifères ». in Actes du XXIe Colloque Francophone de Mammalogie « Les techniques d'étude des Mammifères. Quels outils, pour quels résultats ? » 4 et 5 octobre 1997, Amiens (Picardie). SFEPM ; *Arvicola* : 86-87.
BARATAUD M., 1996. Balade dans l'inaudible (2 CD et 1 livret de 48 p.). Edition Sitelle.
LIMPENS H.J.G.A., 1993. Bat-detectors in a detailed bat survey : a method. in : Proc. Europ. Bat Det. Work. K. Kapteyn ed. :79-90.
SPITZ F., 1963. Les techniques d'échantillonnage utilisées dans l'étude des populations de petits mammifères. *Rev. Ecol. (Terre et Vie)*, 17 : 203-237.
SPITZ F., 1969. L'échantillonnage des populations de petits mammifères. In M. Lamotte et F. Bourlière (eds) : Problèmes d'écologie : l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres. Masson, Paris : 153-188.

3.1.4. Comment échantillonner ?

Le gestionnaire devra définir le maximum de secteurs d'échantillonnage, équitablement répartis dans l'espace au sein d'un périmètre, le facteur limitant sur le terrain demeurant l'accessibilité (Inventaire mammalogie, G.M.B., 1992). On distinguera deux méthodes d'échantillonnage :
- MÉTHODE PAR SONDAGE : échantillonnage sur une partie du territoire. C'est le cas des techniques de piégeage, des écoutes nocturnes ou des observations directes sur des points contacts ou des transects prédéterminés.

Pour les micromammifères, il est conseillé de travailler sur un échantillon de milieux le plus homogène possible. La disposition des pièges ne s'impose pas d'emblée et AULAGNIER (1998) fait remarquer qu'aucune publication récente n'évoque de dispositif à mettre en œuvre.

Pour connaître la dispersion du Vespertilion de Daubenton (Myotis daubentoni), il convient de visiter toutes les étendues d'eau de surface (FAIRON, 1985).

- MÉTHODE SYSTÉMATIQUE : visite systématique d'un territoire (quadrillage d'un secteur). Cette visite systématique peut cibler le milieu de vie des espèces (grottes pour les chauves-souris...) ou être définie par secteurs en fonction de l'altitude (pour la localisation des grands mammifères).

3.1.5. Quels paramètres noter ?

Il s'agit des variables classiques :
- localisation,
- date du relevé,
- nature du contact,
- nombre d'adultes, de jeunes,
- éventuellement le sexe et l'âge.

Pour des études poussées en cas de capture, il est possible d'effectuer des mesures biométriques : peser (voir photo de la Fiche méthode n° 3.1) et mesurer les espèces (cas des micromammifères).
Le comportement des individus peut être étudié (activité de chasse, ...).
Les paramètres du site peuvent être relevés : température, précipitation, description générale de l'habitat.

3.1.6. Quand se rendre sur le terrain ?

Les périodes les plus propices pour se rendre sur le terrain dépendent de l'écologie des espèces et des objectifs. D'une façon générale, l'inventaire des mammifères se déroule tout au long de l'année. Mais une attention plus forte sera portée à la période de reproduction (printemps et été), plus propice pour l'observation.
La meilleure saison pour le suivi des chiroptères est juillet ou la première quinzaine d'août (donnée valable dans le nord de la France). A ce moment, les chiroptères sont très actifs durant la plus grande part de la nuit en utilisant différents biotopes.
Toutes les espèces ne sont pas observables au même moment de la journée selon leur rythme d'activité. Selon les espèces, les observations sont effectuées de jour ou de nuit (crépuscule le plus souvent). Il s'agit par exemple du crépuscule ou de l'aube pour les chauves-souris. Cela peut entraîner des contraintes d'ordre méthodologique : par exemple l'enregistrement des chiroptères commence 45 min après le coucher du soleil et se prolonge durant trois heures incluant le temps de transport entre les stations. Si le temps utilisé à chaque station avoisine les 45 min, il est possible de couvrir trois stations par nuit (si les stations sont proches les unes des autres).

3.1.7. Qui réalise les études ?

Les gestionnaires sont en mesure d'inventorier les espèces de grande taille qui ne posent pas de problème de détermination particulier. Pour la mise en place d'inventaire de petits mammifères difficilement observables, l'aide de scientifiques est souhaité, au moins dans un premier temps pour se familiariser à la reconnaissance des espèces. Les données pourront être validées auprès de personnes ressources. Celles-ci peuvent être les coordinateurs régionaux de la SFEPM (Société pour l'étude et la Protection des Mammifères, MNHN, Paris).

L. ROLAND

Surveillance à la jumelle dans la RNN de Mantet

3.1.8. Réseaux de suivi et groupes de travail

Plan de restauration des Chiroptères (1999-2003) :

Il s'agit d'un plan de conservation avec une première partie correspondant à un état des connaissances (ROUE S.G., 1999) et une deuxième partie concernant les propositions d'actions et la mise en œuvre du plan de restauration.
Ce plan de restauration répond à plusieurs objectifs :
- Protéger des gîtes à chiroptères.
- Protéger et restaurer l'habitat de chasse des espèces jugées prioritaires.
- Suivre des populations sur les espèces jugées prioritaires.
- Favoriser l'acceptation des chauves-souris par les acteurs socio-économiques concernés et assurer la sensibilisation du citoyen et des utilisateurs des milieux à la connaissance et à la protection des chauves-souris.

Des actions précises sont programmées pour atteindre chacun de ces objectifs.

Eurobats

Le secrétariat d'Eurobats a été créé lors de la première session de rencontre des pays signataires de l'accord sur la protection des chauves-souris en 1995. Il a pour mission de coordonner et d'animer les activités relatives à ces accords.
www.eurobats.org

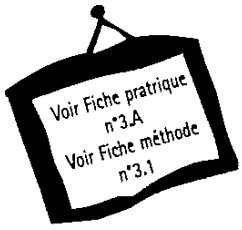
Autres réseaux de données existants :

La Coordination Mammalogique du Nord de la France a mis en place un réseau d'observateurs des mammifères marins sur le littoral de la côte d'Opale.
http://www.mnelille.org/cmnf2.htm
L'ONCFS a développé un réseau de correspondants pour le suivi de certaines espèces : Castor, Ours brun, Vison d'Europe, Lynx et Loup.
http://www.oncfs.gouv.fr/recherch/ss_rub2f.htm

3.2. Choisir une méthode d'étude des mammifères en fonction des objectifs

3A EVALUER LA RICHESSE SPECIFIQUE : INVENTAIRE QUALITATIF

En préalable à l'application de l'une ou l'autre méthode, BAUMGART (1986) suggère d'inventorier les données des musées ou des collections privées, tâche ardue, mais profitable. L'analyse d'ouvrages sur la faune locale donne aussi des premières indications sur les espèces potentiellement présentes dans la réserve naturelle.



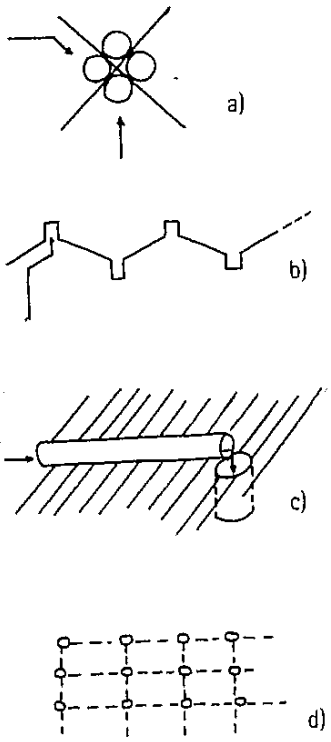
3A1 INVENTAIRE DES MICROMAMMIFERES

L'observation directe des micromammifères est difficile car peu de traces d'activité sont observables et ces animaux sont souterrains et furtifs. La détermination jusqu'à l'espèce peut donc s'avérer difficile. Deux techniques permettent cependant de les inventorier de manière fiable : le piégeage, qui reste la seule méthode adaptée à l'inventaire de ce groupe, et l'étude des pelotes de réjection des rapaces nocturnes. Elles sont complémentaires car, prises individuellement, chacune ne permet pas de capturer tous les micromammifères.

Les relevés de micromammifères sont effectués avant le lever du soleil (5h00) et après son coucher (après 21h00).

3A1.1. Piégeage (capture)

Les pièges permettent une localisation assez précise des espèces sur le site étudié. Ils peuvent être positionnés de manière isolée ou selon un transect. Les types de pièges utilisés et le mode de piégeage dépendent des espèces visées et de l'objectif à atteindre. Il peut s'agir de pièges standard que le gestionnaire pourra trouver dans le commerce (type pièges INRA), ou de fabrication artisanale.



Dispositifs d'échantillonnage mis en place dans la RNN Platier d'Oye.

<u>Exemple de matériel utilisé dans une réserve naturelle</u>
Certains pièges utilisés dans les réserves naturelles sont fabriqués de manière artisanale. Le matériel utilisé dans la RNN du Platier d'Oye est constitué de boîtes de conserve enfoncées dans le sol, de tuyaux et de planches que le gestionnaire positionne de manières différentes selon les informations qu'il souhaite obtenir. Ce système permet facilement la réalisation de lignes ou réseau de pièges.
- piège installé seul : puits isolés.
- piège disposés en croix (a): ce dispositif est constitué de quatre boîtes de conserve enfoncées dans le sol et séparées par des planches d'un mètre de long. Ce système permet d'estimer la direction suivie par l'animal avant d'être piégé. Les pièges en croix sont réservés aux zones dégagées afin d'éviter la dégradation du milieu lors de la mise en place du système (ce qui perturberait les habitudes des animaux et diminuerait les chances de piégeage).
- pièges disposés en « zig-zag » (b) : il s'agit d'une succession de planches et de pièges couloirs. Cela permet d'étudier l'interphase entre deux milieux, et donne également une idée de la direction suivie par l'animal.
- piège « couloir » avec tuyau et boîte de conserve (c): ce système met à contribution la curiosité des animaux. L'une des extrémités du tuyau est placée dans les broussailles, l'autre débouche au-dessus d'une boîte de conserve enfoncée dans le sol. Cette extrémité recevra l'appât. Une ligne de pièges couloirs sur les zones de transition entre deux milieux à l'intérieur d'un même secteur, permet d'étudier les déplacements des animaux entre les deux milieux.
- quadrillage de pièges (d).

3A1.2. Analyse des restes de prédateurs

Les micromammifères sont les proies d'oiseaux ou de carnivores. Ils constituent l'essentiel du régime alimentaire de la plupart des rapaces. L'étude des pelotes de réjection de ces rapaces est un excellent moyen d'estimer le peuplement en microvertébrés d'une région donnée et valide la détermination des espèces capturées par les techniques de piégeage. La reconnaissance des genres et des espèces se fera essentiellement par l'étude de la morphologie dentaire.
Il est également possible de trouver des restes de micromammifères dans les excréments des carnivores, comme la Genette, par exemple.

D. LANGLOIS

Pelotes de rejection de rapaces avec repère de taille

3A1.3. Recherche d'indices de présence

Souvent propres à chaque espèce, on pourra tenter de rechercher des traces d'activités et d'indices de présence. Peu de traces de micromammifères sont utilisées pour valider leur présence. Il s'agit pour l'essentiel, mais pas exclusivement, des traces et des féces (excréments). Ce matériel biologique constitue d'ailleurs un outil privilégié pour mener des études complémentaires sur la biologie des espèces concernées : régime alimentaire, etc. Certains petits mammifères réalisent des nids, comme le Rat des moissons.

3A1.4. Pose de nichoirs

La pose de nichoir permet d'attirer une espèce particulière (exemple : nichoir à Muscardin, nichoir à Rat des moissons...). Il s'agit en fait d'une technique attractive utilisable uniquement pour un temps d'étude déterminé. Ce n'est pas une méthode à développer dans les espaces naturels.

3A2 INVENTAIRE DES CHAUVES-SOURIS

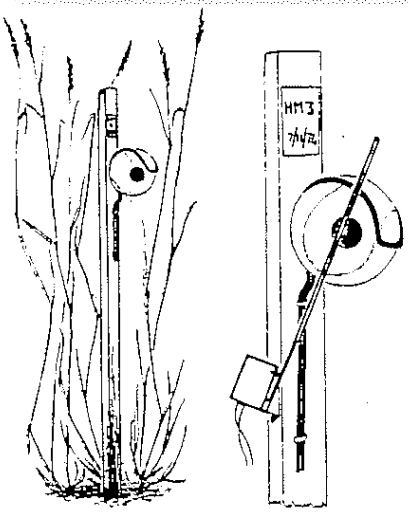
3A2.1. Recherche des gîtes

La recherche des gîtes, des colonies d'estivage et de reproduction par observation directe sera privilégiée dans les secteurs de la réserve naturelle les plus susceptibles d'abriter les espèces. Il s'agit des grottes en priorité, mais aussi de galeries, de mines, de bâtiments, ponts, tunnels, arbres creux. Des indices peuvent aider à la recherche : fissures dans la roche, déjections accumulées à l'extérieur indiquant la sortie du gîte.... Les traces de guano dans les grottes sont des indices d'occupation par les chauves-souris.

• Guide interactif pour apprendre à reconnaître les empreintes :
www.multimedia.com/chernature/empreintes/introduction_traces.htm
• Identification des restes de micromammifères
http://ecobio.univ-rennes1.fr

3A2.2. Piégeage en vol, capture au filet japonais

Cette méthode, utilisée pour les mammifères volants que sont les chauves-souris, consiste à piéger les individus en installant des filets disposés le long des cours d'eau ou près des lacs. Les animaux sont alors capturés quand ils viennent boire et se nourrir après le crépuscule, quand les insectes volent au-dessus de l'eau. Les chauves-souris capturées sont généralement marquées en vue d'un suivi scientifique (voir techniques de marquage dans la Fiche pratique 3.D).
La méthode de capture au filet rend la détermination spécifique toujours possible, ce qui n'est pas le cas avec un détecteur d'ultrasons.
NOBLET (1991) signale qu'il ne faut pas tendre de filet devant l'entrée d'un gîte fréquenté par un grand nombre d'individus. Les techniques de détecteurs d'ultrasons sont alors utilisées dans ce cas.
Le gestionnaire pourra consulter deux documents pour obtenir plus d'informations sur ces méthodes de capture au filet japonais : NOBLET (1988) et URCUN (1990).



Nichoir à rat des moissons

3A2.3. Détection des ultrasons

Les chauves-souris s'orientent dans l'espace et détectent leurs proies par écholocation. Ainsi, même si certaines espèces de chauves-souris sont difficiles à distinguer en vol, il est possible d'écouter leurs signaux. Ces espèces peuvent alors être identifiées à distance, sur leurs terrains de chasse ou leurs corridors de déplacement (BARATAUD, 1992a, 1992b et 1996). Les espèces émettent des sons dont la fréquence, la structure, l'intensité et/ou la durée sont caractéristiques (voir tableau page 97). Selon les espèces, ces émissions ultrasonores s'étagent sur une large gamme de fréquences allant de 15 à 120 kHz (FAIRON, 1985) et les signaux varient dans leur structure comme dans leur durée. Ils sont donc inaudibles pour l'homme. A l'heure actuelle, dans de bonnes conditions d'écoute et avec un détecteur à expansion de temps, 17 espèces sur les 29 françaises sont identifiables, les autres

Les inventaires ne doivent pas être réalisés par temps de pluie ou à une température inférieure à 8°C.

« L'Envol des chiros » est un bulletin de liaison du groupe chiroptères de la S.F.E.P.M. Société Française pour l'Etude et la Protection des Mammifères. Le premier numéro est paru en juin 2000.

Fiche pratique n°3.A

Quelques dispositifs de piégeage des micromammifères

D'après un article publié dans *Arvicola* (AULAGNIER, 1998), différents types de pièges ont fait l'objet de publications (BLAIR, 1941 ; CHITTY et KEMPSON, 1949 ; AUBRY, 1950 ; HOLDENRIED, 1954 ; BATEMAN, 1971 ; ROSE, 1973...). Une revue des types de pièges et appâts utilisés en France a été publiée en 1986 par SAINT-GIRONS et FONS. Les pièges d'interception (« pitfalls »), boîtes ou bocaux enterrés ont peu évolué. En revanche de nouveaux modèles de pièges-cages ont été mis au point.
Réglementation : L'annexe I de l'arrêté du 12 août 1988 donne un tableau des pièges homologués en France.

De nombreux mammalogistes utilisent les pièges en vente : pièges cages ou pièges grillagés. En voici quelques exemples :

✘ **Piège « INRA »** : Piège en aluminium (160 x 50 x 50 mm, 160 g), piège mécanique à bascule sensible qui ne prend pas les rongeurs de plus de 80 g et les petites musaraignes. La fabrication actuelle (chez B.T.S.) ne permet plus l'adaptation d'un dortoir (sauf bricolage) qui est pourtant indispensable pour le confort, voire la survie, des animaux capturés.

✘ **Lonworth** : Très bon piège en aluminium, relativement lourd, avec dortoir également en aluminium, d'un coût élevé.

✘ **Piège grillagé** : Sur support en bois, lourd et encombrant (250 x 180 x 80 mm, 390 g chez B.T.S. ; L= 200 ou 300 mm chez Combrichon ; 270 x 90 x 90 mm chez Grahnab) mais relativement sûr pour les animaux lorsque la partie postérieure est garnie de paille (ou de coton) et recouverte d'une bâche. Ces pièges, appâtés et réglés sensibles, capturent des musaraignes au Surmulot ou à l'Hermine.

✘ **Pièges UGGLAN** : Il s'agit de pièges multi-captures. Il en existe plusieurs modèles (250 x 78 x 65). Ce piège est une cage grillagée reposant sur un socle. La porte se referme lorsque l'animal emporte les appâts placés sur le mécanisme déclencheur.

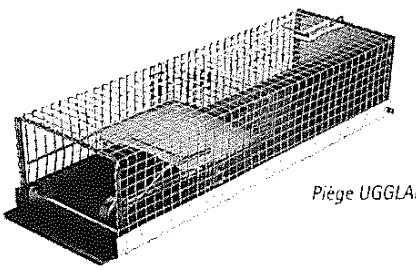
✘ **« Ratière pliante »** : Lourde mais peu encombrante (290 x 100 x 100, 460 g chez B.T.S.), ne possède pas le socle en bois assez pratique pour isoler les animaux de l'humidité. Ce piège capture jusqu'au Hérisson (mais il est difficile de le sortir...).

✘ **Piège Sherman** : Piège en aluminium pliant (ou rigide), léger, peu encombrant qui capture de la Musaraigne pygmée à l'Ecureuil. Glacière lorsqu'il fait froid, four lorsqu'il fait chaud, il est important de le couvrir. D'un coût assez élevé, son efficacité ne semble pas supérieure à celle des pièges grillagés.

✘ **Trip trap** : Piège en plastique léger avec dortoir (200 x 50 x 50 mm). Ce piège, fragile, qui ne permet pas l'évacuation de l'humidité et autres liquides, a une ouverture relativement petite.

✘ **Ugglan special** : Piège grillagé à captures multiples (240 x 80 x 60 mm) très efficace pour les campagnols (sauf *Arvicola*) et très résistant avec fond en plastique et toit en aluminium pour protéger les animaux. De prix comparable aux « INRA » et pièges grillagés.

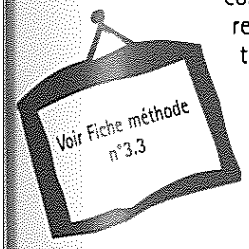
Différents types de pièges ont fait l'objet de publications : BLAIR (1941), CHITTY et KEMPSON (1949), AUBRY (1950), HOLDENRIED (1954), BATEMAN (1971), ROSE (1973).
Source : AULAGNIER (1998).



Piège UGGLAN

étant regroupées par paires d'espèces d'un même genre (BARATAUD, 1998). La plupart des contacts d'activité indéterminée concerne des petites espèces audibles dans un faible rayon. Cette méthode de terrain a été développée par BARATAUD (1992a, 1996).
Les enregistrements des émissions sonores permettent de localiser les sites où les chauves-souris sont présentes.
Divers appareils permettent de capter les ultrasons émis par les chauves-souris et de les rendre audibles. Il s'agit de sonomètres ou de détecteurs d'ultrasons. Un détecteur muni du système hétérodyne, combiné avec le système d'expansion de temps, permet d'offrir les meilleurs possibilités d'identification connues actuellement, tout en évitant les nombreuses sources d'erreur dues à la variabilité acoustique intra spécifique (voir Fiche pratique 3.B et tableau ci-dessous).

Inventaire en altitude
Dans les milieux d'altitude, plus vastes et à tendance abiotique, les deux méthodes de recherche de gîtes (voir 3A2.1.) et de capture au filet (voir 3A2.2.) sont moins efficaces. Le détecteur d'ultrasons semble alors être un moyen efficace pour les inventaires dans des zones à faible densité de chiroptères comme les biocénoses d'altitude.



3A2.4. Pose de gîtes artificiels

Il est possible de poser des gîtes artificiels pour inventorier les chiroptères mais cette technique n'est pas recommandée dans les réserves naturelles (voir figure page 95).

3A3 INVENTAIRE DES AUTRES MAMMIFERES

3A3.1. Observations visuelles directes (bovidés, mammifères marins)

L'observation visuelle directe, voire auditive, est principalement adaptée à l'étude des grands mammifères (bovidés, mammifères marins), espèces facilement visibles, souvent observées lors de prospections sur le terrain. Les prospections peuvent être réalisées le long d'un itinéraire aléatoire ou ciblé. Les grands mammifères s'observent la journée. Quand elles sont nocturnes, les observations peuvent être facilitées par l'utilisation d'un amplificateur de lumière.

DOUBS NATURE ENVIRONNEMENT

Terrier de blaireau

3A3.2. Recherche de traces d'activité (Castor, Loup, Renard...)

Afin de recenser les mammifères les plus discrets, en majorité nocturnes, et donc plutôt difficiles à observer, on recherchera volontiers des traces de leur activité. Les indices de présence laissés par certains animaux (castor, renard, blaireau, chevreuil, loup, etc.) sont souvent typiques et se présentent sous différentes formes :
- Traces d'empreintes.
- Crottes, fèces : l'intérêt de leur étude est que leur aspect est bien souvent caractéristique de l'espèce.
- Gîtes, terriers, taupinières : ils sont parfois reconnaissables selon l'espèce

F. SARGOS / SEPANSO

Traces de loutre dans la RNN de l'Etang du Cousseau

Fréquence et étendue de l'écoute de quelques espèces de chiroptères

Espèce	Fréquence d'écoute	Etendue de l'écoute
Rhinolophus ferrumequinum	Fréquence constante pouvant être entendue dans l'espace de 81 à 83 KHz.	Suivi sur une distance de 10 mètres environ.
Rhinolophus hipposideros	Fréquence constante de 120 KHz	Peut être entendu entre 105 et 125 KHz mais pas à plus de 3 mètres.
Myotis myotis	Fréquences modulées entre 25 et 75 KHz.	Proche des 7 mètres au moins.
Myotis dasycneme	Fréquences modulées entre 25 et 90 KHz.	L'écoute peut être faite jusqu'à 8 mètres environ.
Myotis daubentoni	Fréquences modulées entre 25 et 80 KHz. L'écoute optimale se fait sur 50 KHz.	Peut être suivi jusqu'à 40 mètres.
Myotis emarginatus	Fréquence modulée entre 30 et 100 KHz.	L'écoute n'est possible qu'à moins de 6 mètres et entre 45 et 55 KHz.
Myotis mystacinus, Myotis brandti	Emissions de 35 à 80 KHz.	N'est entendu qu'à moins de 4 mètres sur la fréquence de 45 KHz.
Myotis nattereri	Fréquences modulées entre 40 et 110 KHz.	Fréquence 50 KHz à moins de 4 mètres.
Myotis bechsteini	Fréquences modulées de 40 à 120 KHz.	80 KHz à moins de 2 mètres.
Eptesicus serotinus	L'écholocation est réalisée dans les fréquences de 15 à 70 KHz.	35 KHz jusqu'à une distance de 40 mètres.
Nyctalus noctula	Fréquences de 15 à 70 KHz.	
Nyctalus leisleri	L'écoute optimale se fait entre 18 et 20 KHz.	
Pipistrellus pipistrellus	La réception optimale se fait entre 35 et 110 Khz.	Il est possible de suivre la Pipistrelle dans un rayon de 20 mètres au moins.
Barbastellus barbastellus	Emet des fréquences de 30 à 80 KHz.	Elle peut être entendue vers 52 KHz mais très faiblement et pas à plus de 4 mètres.
Plecotus auritus, Plecotus austriacus	L'écolocation en fréquences modulées entre 20 et 60 KHz n'est perçue qu'à moins d'un mètre.	

Source : FAIRON (1985) ; ROUE (1999).

Fiche pratique n°3.B

Le matériel de détection des chauves-souris

Les détecteurs d'ultrasons :

Deux types de détection existent :

– LA DÉTECTION HÉTÉRODYNE,

Elle se base sur la comparaison du son initial émis par la chauve-souris avec le son interne et modulable de l'appareil. Le signal restitué par le détecteur résulte de la différence de ces deux sons et est donc totalement artificiel. En ce sens, il ne permet aucune analyse fine.

– LA DÉTECTION PAR EXPANSION DE TEMPS,

Elle consiste à enregistrer une émission de chauve-souris dans une mémoire digitale et à restituer la séquence au ralenti, ce qui la rend audible aux oreilles humaines. Le son peut être analysé de façon fine car la structure, le rythme et l'intensité du signal sont conservés.

L'utilisation d'un détecteur à expansion permet l'identification dans de bonnes conditions d'un nombre supérieur d'espèces comparé à l'utilisation d'un détecteur hétérodyne.

> **Pour en savoir plus**
>
> Consultez les sites internet :
> www.batsound.com
> www.jwaller.co.uk/batgroup/bat_detectors.asp
> pour visualiser les différents détecteurs d'ultrasons et obtenir des renseignements sur leurs caractéristiques.

Il existe plusieurs types de détecteurs sur le marché. FAIRON (1985) en cite quelques-uns : Holgate Ultrasonic Receiver, QMC Bat detector S 100, QMC Mini Bat Detector, Ultrasound Detector from Uppsala, etc... mais il en existe de plus récents. Le tableau précise les avantages et inconvénients du matériel utilisé dans les réserves naturelles de Haute-Savoie.

La qualité technique de l'appareil peut avoir une grande influence sur la distance et la clarté d'écoute ainsi que sur les possibilités d'analyse ultrasonique.

Matériel préconisé dans les RNN de Haute-Savoie.

Matériel	Caractéristiques	Description - Avantages	Inconvénients
BATBOX III de Stag Electronics (120 x 67 x 32 mm)	Détecteur hétérodyne.	Capte les sons inaudibles pour l'oreille humaine situés entre 20 000 et 120 000 Hz, et les transforme en sons de fréquences audibles, que l'on écoute soit au casque, soit à travers le haut parleur inclus dans l'appareil.	
D-200 de Petterson (200 x 60 x 24 mm)	Détecteur hétérodyne	Indique les fréquences de manière plus précise que le précédent modèle. Il s'agit d'un appareil très sélectif, très sensible.	On peut manquer totalement d'autres cris émis dans des fréquences relativement proches. Plus grande fragilité.
D-980 de Petterson (non préconisé)	Sonomètre permettant de travailler en expansion de temps (mémoire de 3 secondes).	Modèle « haut de gamme ». Performances élevées.	Prix élevé : environ 5400 €. Fragilité. Nécessite une longue expérience des diverses espèces de chauves-souris ainsi qu'une expérience complémentaire d'au moins 3 ans d'utilisation régulière et intense de l'appareil pour un chiroptérologue confirmé.

Source : ASTERS (1999), BARATAUD (1998)

Les magnétophones enregistreurs :

En plus du détecteur d'ultrasons, le matériel se compose d'un enregistreur portatif :

- Magnétophone Marantz CP 230 pour le stockage des émissions décodées, notamment celles posant des problèmes d'identification immédiate (BARATAUD, 1998).
- Magnétophone DAT TCD-D8 de Sony (recommandé par ASTERS, organisme gestionnaire des RNN de Haute-Savoie).

Des modèles à cassettes ont plus de robustesse et sont plus adaptés au travail de terrain (matériel destiné à être emporté dans le sac ...). Le coût est aussi moins élevé.

Autre matériel pouvant être utile :

L'observateur aura aussi besoin d'un casque d'écoute, d'une cassette de référence, des cassettes vierges et de piles si nécessaire.

Un phare allogène portatif sur batterie 12 V apporte parfois des renseignements sur le comportement des chiroptères et peut dans certains cas permettre une évaluation du nombre d'individus présents (BARATAUD, 1998).

D'après : ASTERS (1999) ; BARATAUD (1998) et les Cahiers techniques Poitou-Charente Nature.

concernée. Des critères permettent de savoir si chaque habitation est occupée : la présence de boue, ou mieux la présence de jeunes à l'entrée d'un terrier, ou encore la présence, à un degré perceptible, de chaleur à l'intérieur (s'il y a de la neige notamment). Pour suivre la fréquentation des habitations par les animaux, il sera possible de les marquer (DAVIS, 1982).
- Frottis ou broutis (pour les chevreuils).
- Poils accrochés dans la végétation.
- Restes de repas.
- Coulées (herbes couchées sur le passage d'un animal).
- Etc.

La recherche de ces indices se fera par une couverture à pied de l'aire à étudier selon un protocole d'échantillonnage.
D'après DAVIS (1982), les méthodes de recherche des traces d'activité des animaux fournissent uniquement des informations relatives. Elles peuvent être utilisées, cependant, pour aider à l'échantillonnage d'une aire avant piégeage. Elles permettent également d'obtenir des informations supplémentaires si les capacités de piégeage sont limitées.

Le marquage de l'animal peut se faire de façon individuelle (numéro) ou indifférenciée comme pour un marquage de peinture. L'usage de tel ou tel marquage dépend du type d'espèce étudiée et des observations ultérieures que l'on veut en faire.

3B MESURER LES EFFECTIFS : INVENTAIRE QUANTITATIF

Les comptages sont effectués dans le but de surveiller les fluctuations de population d'une ou de plusieurs espèces. Certaines méthodes d'inventaire présentées plus haut peuvent participer au dénombrement des espèces de mammifères. Les techniques de mesure de la densité relative (type IKA, IPA) sont quant à elles davantage utilisées pour évaluer la dynamique des populations (voir paragraphe 3D1).

3B1 DENOMBREMENT DES MICROMAMMIFERES

3B1.1. Comptages visuels directs

Les comptages directs sont pratiquement impossibles à réaliser pour les espèces discrètes et de petite taille que sont les micromammifères. Il est préférable d'utiliser des techniques de piégeage, ce qui permet de répertorier aussi les animaux nocturnes ou discrets.

E. BALANÇA / LPO

D'après DAVIS (1982), pour dénombrer et suivre le Campagnol des champs (Microtus arvalis) les pièges seront espacés de 2 m, sur le passage des animaux, en fonction d'un maillage ou le long d'un transect de 100 m. Il n'est pas nécessaire d'utiliser d'appât, mais de placer de la végétation dans le piège pour offrir un lieu de refuge. Les pièges seront déposés n'importe quand dans la journée, mais aussi rapidement que possible pour éviter de perturber les animaux. Le piégeage sera effectué trois jours par mois. Pour le Mulot (Apodemus sp.) les pièges doivent être laissés au moins 4 nuits.

3B1.2. Capture-marquage-recapture

La technique de capture-marquage-recapture permet d'effectuer un comptage précis des individus après détermination (évaluation de la totalité de la population). Cette méthode est la seule utilisable pour obtenir la densité absolue des micromammifères. Les techniques de piégeage (décrites page 94 et 96 et dans la Fiche méthode n°3.1) et les techniques de marquage (voir Fiche pratique 3.D) sont alors utilisées. Les pièges sont disposés selon un plan d'échantillonnage, laissés en place un certain nombre de jours sur le terrain, variable selon les espèces visées, et régulièrement visités. L'observateur note le cumul des captures jusqu'à ce que ce nombre soit stationnaire sur chaque station. On estime alors avoir échantillonné la totalité de la population. Il est nécessaire que les animaux soient faciles à recapturer et que les pièges aient un écartement faible.
Pour effectuer des comptages cela nécessite de laisser les pièges en place.

3B2 DENOMBREMENT DES CHAUVE-SOURIS

3B2.1. Comptages visuels directs

Voir Fiches méthodes n°3.3 à 3.5

Pour des espèces comme les chauves-souris, les comptages à vue peuvent avoir lieu dans des zones de repos des animaux, zones d'estivage ou d'hivernage. L'observateur entre alors dans la grotte et compte le nombre de chauves-souris dans l'aire considérée.
Dans le cas particulier des espèces qui se regroupent dans les grottes en formant des essaims, il est possible de procéder à un comptage par échantillonnage en réalisant une photographie de l'essaim et en comptant, au retour au bureau, le nombre d'individus par carré.

Il est plus difficile de compter les mâles adultes actifs pendant l'été que de compter les femelles ou de réaliser un comptage des hivernants. Il est alors plus facile d'y parvenir en utilisant des techniques de marquage-recapture.

Le nombre d'individus de chauves-souris trouvés sur un espace à chaque visite varie en fonction du temps, de la saison et de l'heure. Il faut garder à l'esprit que les chauves-souris sont insectivores et qu'une explosion soudaine d'insectes peut attirer un grand nombre de chauves-souris sur un espace donné et ce pour une courte durée.

S. G. ROUE

Chauve-souris capturée dans un filet

Méthodes de dénombrement des chevreuils

BOSCARDIN Y., 1999. Les méthodes de dénombrement des populations de chevreuil. Actes du colloque « Suivi des populations de chevreuils », Lyon, 26 et 27 nov. 1998. Le Bulletin mensuel de l'Office national de la chasse 244 : 17-21.

MAILLARD D., GAULTIER P. et BOISAUBERT B., 1999. Revue de l'utilisation des différentes méthodes de suivi des populations de chevreuils en France. Actes du colloque « Suivi des populations de chevreuils », Lyon, 26 et 27 nov. 1998.Le Bulletin mensuel de l'Office national de la chasse 244 : 30-37.

J. ROLAND

Comptage de bouquetins dans la RNN des contamines

3B2.2. Comptages « auditifs »

Le comptage auditif tient compte de l'activité crépusculaire des chauves-souris. Il se fait au détecteur d'ultrasons quand les animaux sortent le soir de la grotte pour aller se nourrir. Le détecteur est alors calé sur la fréquence de l'espèce que l'on veut comptabiliser. On obtient une densité absolue.

3B2.3. Capture-marquage-recapture

Il est possible de recourir à la capture-recapture (capture au filet) pour le comptage des effectifs de chiroptères (densité absolue), mais ces opérations sont lourdes à mettre en place et sont réalisées lorsque l'on souhaite suivre des individus et les marquer. Les techniques de marquage sont décrites dans la Fiche pratique n°3.D.

3B3 DENOMBREMENT D'AUTRES MAMMIFERES

3B3.1. Comptages visuels directs

Le comptage à vue se prête bien aux espèces facilement observables directement (ou à l'aide de leurs traces) comme les grands mammifères (bovidés, cervidés) ou les mammifères marins (phoques par exemple). Il est préférable de connaître la biologie des espèces étudiées pour connaître leurs périodes d'activité. Les observations visuelles sont souvent effectuées à partir de lieux bien précis (points fixes), à proximité des zones de repos des animaux, éventuellement à l'aide d'une longue vue. Elles peuvent être aussi réalisées en sillonnant la réserve naturelle en comptant les animaux dans des secteurs (une sorte de quadrillage du territoire).

3B3.2. Comptages nocturnes

Les comptages de nuit, à l'aide de phares, sont particulièrement bien adaptés aux mammifères ayant une activité crépusculaire ou nocturne, en milieu ouvert, comme les lapins ou les lièvres (DAVIS, 1982). Ces méthodes de comptage sont souvent réalisées le long de transect, lesquels peuvent être des routes. Elles fournissent ainsi des densités relatives du type « Indice Kilométrique d'Abondance », méthode utilisée depuis longtemps pour les oiseaux. Dans des espaces présentant peu de routes ou de chemins praticables, ou dans les endroits fermés, il est possible de stopper à des points d'observation et de balayer l'espace avec une lampe.

Voir Fiche méthode n°3.6

Problèmes inhérents aux comptages nocturnes

En milieu ouvert, les comptages nocturnes constituent un bon moyen de suivi des populations car le nombre d'animaux vus peut être assez important. En milieu fermé, en revanche, en plus de la difficulté rencontrée pour se déplacer, il est si rare d'observer un animal (très simplement parce que la visibilité est très faible) que le succès d'un comptage est très limité.

En outre, le plus gros problème rencontré pour l'utilisation de cette méthode est celui de la législation française. En effet, les comptages nocturnes ne sont pas autorisés par la loi, sauf dérogations (obtenues plus facilement par des institutions que par des particuliers).

3B3.3. Comptages « auditifs »

Il est possible de mesurer la densité absolue pour les mammifères qui se manifestent de manière auditive, comme le Cerf (en période de brâme).

3B3.4. Observation-identification-réobservation

Ces techniques fournissent des données absolues sur les effectifs. Elles nécessitent de pouvoir identifier chaque individu, ce qui est par exemple possible pour les phoques mais sont davantage utilisées pour le suivi de la dynamique de populations d'espèces cibles que pour un simple comptage.

3C CARACTERISER LES POPULATIONS

3C1 UTILISATION DE L'ESPACE ET TERRITORIALITE

Il est intéressant, en matière de gestion des habitats, de connaître les milieux fréquentés par les mammifères. Une même espèce peut fréquenter plusieurs types

de milieux selon son activité. Par exemple, les milieux fréquentés par les chiroptères comprennent le gîte (hibernation, transit, estivage, mise-bas, accouplement, repos nocturne) et le territoire de chasse. Plusieurs types de méthodes peuvent être utilisées et dépendent du niveau de précision souhaité pour la localisation de la donnée.

3C1.1. Utilisation des données d'observations

Il s'agit de superposer les données d'inventaires à une carte de localisation des habitats. Certaines méthodes d'inventaire sont plus précises que d'autres quant à la localisation des données. Dans le cas d'inventaires réalisés par piégeage, la localisation des espèces est fournie par la localisation des pièges. Le piégeage des micromammifères permet donc de définir les milieux utilisés par les différentes espèces présentes sur la réserve. Par contre, l'utilisation de pelotes de rejection de rapaces ne donne pas une image fine de la distribution de ces espèces. La recherche de gîtes potentiels permet de définir de manière précise la localisation des chauves-souris, mais cela ne donne pas d'indications sur les milieux utilisés par les espèces pour se nourrir. Les données recueillies à l'aide de détecteurs d'ultrasons permettent également de localiser les habitats fréquentés par les chauves-souris (MOTTE, 1997 ; MOTTE *et al.*, 1998).

Influence de la structure du paysage :
Les structures naturelles linéaires du paysage, telles les haies, les lisières de forêts et les vergers servent de repères aux grands rhinolophes dans leur vol depuis la colonie jusqu'aux milieux de chasse.

A consulter :
Voir Annexe 8 du plan de restauration chiroptères (ROUE S.G., 1999) pour connaître les habitats fréquentés par les 29 espèces de chauve-souris présentes en france.

3C1.2. Identification de l'activité de chasse des chauves-souris

Pour établir des liens habitats-espèces, il est parfois suffisant de se focaliser sur une des activités de l'espèce ou du groupe d'espèces visé. Pour les chiroptères, il suffira par exemple de localiser les aires de chasse (MOTTE *et al.*, 1998). La méthode la plus facile à utiliser pour déterminer cette activité de chasse est la recherche par détecteur d'ultrasons.
Chaque chauve-souris émet une variété de cris ultrasoniques adaptés aux circonstances : vol de croisière, capture, cris sociaux (FAIRON, 1985). On pourra relever les micro-habitats susceptibles d'influencer le comportement des espèces. A partir d'un indice d'activité des différentes espèces tout au long de la saison de chasse, et ce dans plusieurs sous-types d'habitats, il est possible de classifier les paramètres influençant la fréquentation par les chauves-souris (CANARELLI, 1998 ; MOESCHLER et BLANT, 1990).

Espèce	Rayon du territoire de chasse
Rhinolophus ferrumequinum	0,25 à 10 km
Myotis daubentoni	1 à 7 km
Myotis emarginatus	10 km
Myotis nattereri	1 à 6 km
Myotis myotis	1 à 25 km
Myotis blythii	1 à 9 km
Nyctalus noctula	26 km
Nyctalus leisleri	4,2 km
Eptesicus serotinus	14,1 km
Eptesicus nilssoni	30 km
Vespertilio murinus	1,5 à 15 km
Pipistrellus pipistrellus	5,1 km

Source : ROUE S.G. (1999), d'après plusieurs auteurs.

Le territoire de chasse présente, en rayon depuis un gîte estival, les distances extrêmes en kilomètres où les individus ont été constatés en chasse. Le tableau présente le rayon de ces territoires pour quelques espèces.

3C1.3. Télémétrie (Radiopistage)

Des techniques de suivi par radiopistage permettent de définir de manière très précise l'occupation de l'espace par les espèces et de connaître les déplacements dans les différents habitats (utilisation de l'espace). Ces méthodes sont précises mais ciblent généralement une seule espèce et sont mises en place dans le cadre d'un suivi d'espèce patrimoniale.
Cette méthode est notamment utilisée pour le suivi des phoques.
La pose d'un émetteur se révèle être également efficace pour caractériser les habitats fréquentés par les chauves-souris (WILKINSON et BRADBURY, 1988). Cette technique permet, pour chaque individu marqué, de définir les terrains exploités, leur distance par rapport au gîte... Elle est réservée à des études réalisées en partenariat avec des laboratoires de recherche car nécessite la capture des individus et la pose d'un émetteur.

CPEPESC FRANCHE-COMTÉ

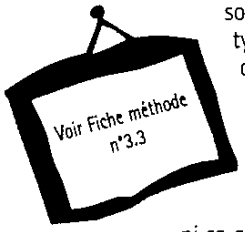
La télémétrie est utilisée pour l'étude de chiroptères dans les réserves de Franche-Comté

Fiche pratique n°3.C

Etude de l'activité de chasse des chauves-souris

L'étude de l'activité nocturne des chauves-souris, et notamment la mise en évidence des milieux exploités pour la chasse, peut être entreprise par trois méthodes. Le choix d'une technique pour évaluer l'utilisation de l'habitat par les chiroptères dépend des objectifs de l'étude et des moyens disponibles pour la réaliser.

– L'identification des ultrasons



L'activité de chasse des chauves-souris est décelée par détection des ultrasons grâce à la présence d'accélérations dans le rythme des impulsions, typiques de l'approche d'une proie (GRIFFIN *et al.*, 1960). Une observation des individus avec des jumelles amplificatrices de lumière ou un phare portatif peut être complémentaire.

Le recensement au détecteur d'ultrasons sera privilégié pour repérer facilement un grand nombre de terrains de chasse de l'espèce et ainsi identifier les habitats fréquentés même si l'origine des individus contactés reste inconnue (ne permet pas d'identifier l'individu repéré, ni sa colonie d'origine).

– La télémétrie (radiopistage)

Le nombre total de terrains de chasse différents recensés pour les chauves-souris est, avec cette méthode, plus faible qu'au moyen d'un détecteur d'ultrasons, mais la méthode est plus fiable pour mettre en évidence une éventuelle fidélité des individus à leur terrain de chasse.
Le nombre de nuits d'observation par radiopistage varie selon les individus.
Le radiopistage sera préférentiellement utilisé si un suivi individuel est indispensable ou si des limites d'aires d'activité doivent être établies.

– Le marquage chimioluminescent

Le marquage chimioluminescent par la pose d'une gélule ou d'une barrette lumineuse sur le dos des chauves-souris (BARATAUD, 1991 ; BUCHLER, 1976 ; HOVORKA *et al.*, 1996) permet de suivre quelques individus lors de la chasse (BARATAUD, 1992). Cette méthode peut utilement être couplée à une analyse des ultrasons émis afin de déterminer les périodes de chasse lors des déplacements. Elle reste à utiliser avec des spécialistes et est réservée à des travaux en partenariat avec des laboratoires de recherche.

Les préférences de l'espèce pour tel habitat seront perçues de manière différente selon la technique utilisée : pour le détecteur d'ultrasons, ce seront les fréquences de contact par habitat qui entreront en compte, pour le radiopistage, outre les fréquences de visite de chaque habitat, la durée d'exploitation et l'éventuelle fidélité au terrain de chasse indiqueront les préférences pour les habitats.

Tant pour le radiopistage que pour le recensement au moyen d'un détecteur d'ultrasons, les résultats sur les chauves-souris montrent clairement qu'il faut attendre un certain nombre de nuits d'observations pour évaluer valablement la diversité des habitats exploités.

Source : repris de MOTTE et al. (1998).

Résultats de travaux de recherche l'écologie des grands Rhinolophes grand Duché de Luxembourg.

– les zones de chasse autour colonies : la grande majorité des acti de chasse des femelles se concent dans un rayon de 4,5 km autour d colonie de reproduction, alors que juvéniles, eux, ne chassent que dans rayon de 1 km autour de la colonie.

– Au printemps, les femelles gravides fèrent chasser dans les forêts de feuil

3C1.4. Pointage-flash

Cette méthode permet d'obtenir une représentation, aussi précise que possible, de la localisation des groupes de mammifères, des isards par exemple (ou autres bovidés) d'un secteur géographique donné à un instant de l'année et de la journée. Elle est principalement utilisée dans les secteurs des parcs nationaux pour l'Isard (BERDUCOU, 1983).

☞ Voir aussi ATEN (1994)

Concrètement il s'agit, pour des équipes de deux personnes travaillant simultanément, de couvrir l'intégralité d'un territoire déterminé et d'y réaliser les observations des groupes d'isards visibles depuis un itinéraire fixe. L'unité de base de la méthode est un quartier de pointage, soit un territoire de 500 à 1 000 ha cerné de limites naturelles bien marquées et dont l'étendue peut être explorée (visuellement au moins) par deux observateurs en quelques heures. Les différents quartiers de pointage sont regroupés en unités de gestion. Chacune d'entre elles correspond à l'aire (théorique) dans laquelle se cantonne une population d'isards (barrières naturelles peu franchissables par exemple). Une codification est donnée pour chaque quartier de pointage et chaque unité (BERDUCOU, 1983).

3C1.5. Méthode des polygones convexes (domaine vital)

Cette méthode permet de connaître la taille des domaines vitaux des animaux. Elle consiste à noter à heure fixe l'emplacement de tous les individus d'un même groupe. Il faut donc identifier chaque individu. Les déplacements des animaux dans leur domaine vital peuvent être notés par une trace au crayon sur une carte. Les limites des domaines vitaux peuvent être fixées là où aucune présence est notée, en excluant du domaine vital les excursions effectuées par un seul animal, et de façon unique par rapport à l'ensemble de ses trajets (excursions rares).

3C2 ETUDE DU COMPORTEMENT

L'étude du comportement inclut le suivi de l'activité des animaux. Elle nécessite souvent le marquage ou l'identification de tous les individus, ou un suivi par radiopistage.

A partir d'un poste fixe, un observateur note le comportement des animaux durant un temps déterminé (une journée par exemple). Il s'agit de déplacement (nage pour les mammifères marins), de chasse, de repos, de vigilance, d'accouplement, d'attention aux jeunes, etc...

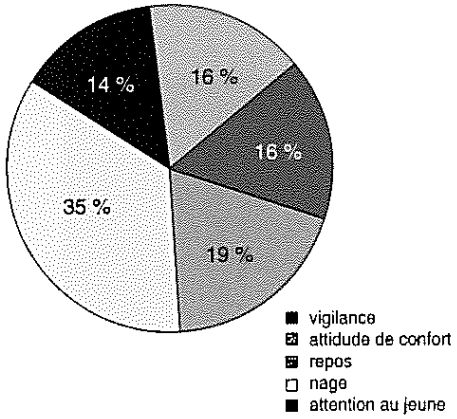
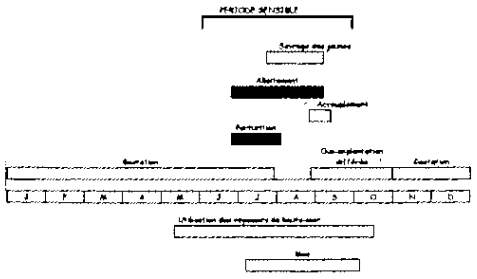


Schéma simplifié de l'activité annuelle des femelles adultes de Phoques veaux-marins en Baie des Veys.
Source : RNN Beauguillot / Groupe mammalogique normand.

3C3 EVALUATION DU SUCCES DE LA REPRODUCTION

Il est important de connaître le statut biologique des espèces et de savoir si celles-ci se reproduisent ou non sur la réserve naturelle. Evidemment, la meilleure façon de s'assurer de la reproduction des espèces est l'observation de jeunes de l'année ou l'observation d'accouplements. On pourra dénombrer le nombre de jeunes par femelle, chose relativement aisée pour les espèces de grands mammifères.

Chaque femelle de chiroptère met bas un seul petit par an, parfois 2 et très rarement 3. On estime que 30 à 40 % des jeunes parviennent à leur deuxième année ; par la suite la mortalité devient plus faible. Ce taux de natalité, très faible comparé à celui de mammifères plus gros, est compensé par une grande longévité et par une maturité sexuelle tardive.



Rythme d'activité d'une femelle de phoque veau-marin accompagnée de son jeune d'un jour.
RNN Beauguillot.

3C4 ETUDE DU REGIME ALIMENTAIRE

En règle générale, le régime alimentaire de la plupart des mammifères est globalement connu et le gestionnaire trouvera de nombreuses indications dans la littérature.

📖 Voir annexe 7 du plan de restauration Chiroptères pour connaître le régime alimentaire des chiroptères (ROUE, 1999).

Différentes méthodes de détermination du régime alimentaire existent. Ces méthodes ont été décrites pour les chiroptères (CPEPESC et SFEPM, 1999 ; KER-

VIN,1998) mais elles peuvent concerner d'autres groupes d'espèces :
- L'observation directe du comportement alimentaire.
- L'analyse des contenus stomacaux des animaux retrouvés morts (chauves-souris insectivores).
- L'étude des restes alimentaires (restes de proies). Par exemple pour les espèces de chiroptères se nourrissant à partir d'un reposoir, il est possible de récolter des indications précieuses d'un point de vue qualitatif car la détermination des fragments des proies (ailes, élytres, têtes, pattes,...) est assez aisée.
- L'analyse des déjections (féces, guano), provenant des gîtes d'été ou d'individus capturés, pour les chiroptères notamment.

La méthode la plus utilisée à l'heure actuelle, pour les chiroptères, est l'analyse des fragments d'insectes présents dans les crottes (SHIEL *et al.*, 1997). Elle peut permettre de mettre en évidence les stratégies de chasse utilisées par chaque espèce et fournir des informations quant à leur écologie.
Les biais rencontrés par l'analyse des crottes (VAUGHAN, 1997), notamment l'importante variabilité intraspécifique du régime alimentaire, amènent à être très prudent quant à l'interprétation des résultats de régime alimentaire.

3C5 STRUCTURE DE LA POPULATION

L'étude de la structure d'une population est réalisée à partir de la mesure de plusieurs paramètres :
- Le sexe. Il peut parfois être déterminé à vue (pour les espèces facilement observables qui présentent un dimorphisme sexuel par exemple), mais nécessite la capture.
- L'âge ou classe d'âges.
- La composition du groupe (nombre de mâles, de femelles, de jeunes...).

3D. EVALUER LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS

La dynamique d'une population est la résultante de plusieurs paramètres (taux de natalité, taux de survie annuel des jeunes et des adultes, bénéfice net de l'émigration et de l'immigration) mais ces paramètres eux-mêmes sont soumis à beaucoup d'autres, rendant l'étude de la dynamique des populations très complexe (FISCHESSER et DUPUIS-TATE, 1996). Le suivi de la dynamique des populations doit prendre en compte les facteurs qui peuvent avoir une influence sur leur développement. La dynamique des chauves-souris est par exemple liée à la présence de gîtes et de nourriture non contaminée (contamination des ressources alimentaires des chauves-souris par l'utilisation massive des pesticides).

3D1 SUIVI D'UNE POPULATION

Lorsque le suivi est orienté sur une population plutôt que sur une espèce, les méthodes de comptage (mesure de la densité relative) sont appliquées le long de transects (méthodes linéaires) ou à des points contacts (méthodes ponctuelles). Les méthodes de piégeage, répétées dans le temps, permettent de mesurer les fluctuations des micromammifères rongeurs et des petits carnivores. Les comparaisons inter-annuelles ou inter-sites permettront d'établir des hypothèses quant aux tendances évolutives des populations.

3D1.1. Suivi par transects

Les lignes transects permettent d'obtenir des données fiables sur les variations relatives d'effectifs d'une population donnée au cours du temps (fluctuations de l'abondance d'une population).
Il s'agit alors de parcourir un transect à pied, à allure régulière, sans marquer d'arrêt, de jour pour les grands mammifères, de nuit avec un phare pour les lapins ou les lièvres (voir Fiche méthode n°3.6) ou avec un détecteur d'ultrasons pour les chauves-souris (voir encadré page suivante). L'observateur parcourt alors le transect de longueur fixe avec une vitesse constante d'une année à l'autre, et compte les individus présents le long de ce transect. Le transect peut également être

Dans le Parc national des Ecrins, les prospections effectuées dans le cadre du programme chauve-souris sont ciblées sur les couloirs de transit du 15 août au 30 septembre pour les espèces migratrices (Pipistrelle nathusii, Vespertilio murinus, nyctalus,...) ou pour les espèces en déplacement. Les observateurs sélectionnent alors des cols d'altitude constituant des « passages obligés » pour tout animal circulant dans un axe Nord-Est/Sud-Ouest ou Est/Ouest. Lors des nuits non pluvieuses et peu ventées, une permanence est établie sur le col du crépuscule à l'aube, en notant tous les contacts auditifs et visuels (et éventuellement leur hauteur et leur direction), à l'intérieur de tranches horaires de 15 mn par exemple. Plusieurs sites sont testés la première année, le ou les plus riches sont retenus les années suivantes pour y effectuer deux ou trois séances durant la période fixée, pour une mise en évidence éventuelle de pics de migration, corrélés ou non avec les conditions météo, le stade lunaire et d'autres variables.

divisé en secteurs (définis par des changements de végétation par exemple). Un indice relatif type IKA peut être calculé. Les données obtenues sont suffisantes pour le gestionnaire qui, par exemple, souhaite connaître la tendance suivie par la population qu'il étudie (fluctuations), mais n'a pas besoin de connaître la densité absolue d'une population, ni l'amplitude des variations de densité de population. Cette méthode présente des biais. Par exemple, l'intensité des sons émis par les chiroptères varie avec la distance qui sépare l'animal du transect.

Identification acoustique le long d'un transect
Selon les objectifs de l'étude à mener, les transects peuvent :
- Avoir une longeur et une forme standardisée (au sein de parcelles forestières homogènes par exemple) pour être répétés plusieurs fois dans la saison (et sur plusieurs années éventuellement) pour faciliter la comparaison statistique des résultats d'un transect à l'autre.
- Ne nécessiter aucun repérage préalable, leur forme étant dictée par exemple par la présence de chemins praticables, et leur longueur par la durée consacrée à la prospection, ceci dans le cas d'un simple inventaire ponctuel, dont les résultats peuvent quand même être mis en corrélation avec les milieux traversés.

Dans le cas d'un parcours hétérogène, les transects font l'objet d'une segmentation linéaire (tranches de 50 mètres par exemple) ou temporelle (tranches de 1 à 5 mn selon les cas).
Source : BARATAUD (document non publié, 3 pages).

3D1.2. Suivi à des points fixes

Les méthodes ponctuelles consistent à calculer le nombre d'observations non plus par distance mais par unité de temps. Les points contacts ne donnent pas d'estimation des populations en densité, mais des valeurs relatives du nombre d'espèces (indice ponctuel d'abondance, IPA) qui peuvent être comparées entre différentes localisations et années.
Cette méthode sera particulièrement utilisée pour les chiroptères, notamment à la sortie des grottes. L'observateur se poste sur un lieu durant un temps donné au cours duquel le nombre d'individus par espèce qui passe au-dessus de lui est compté. Cette méthode laisse souvent un peu plus de temps pour la reconnaissance des espèces. Mais le risque de compter le même individu plusieurs fois est important. Les points fixes d'écoute rendent l'évaluation quantitative des contacts impossible en cas d'animaux chassant en permanence autour de l'observateur.

Espèces de chiroptères jugées prioritaires par le plan de restauration 1999-2003.

Espèces du plan de restauration

Miniopterus schreibersi
Rhinolophus euryale
Rhinolophus ferrumequinum
Rhinolophus hipposideros
Myotis myotis
Myotis blythii
Myotis bechsteini
Myotis emarginatus
Myotis capaccinii
Eptesicus serotinus & Eptesicus nilssoni
Nyctalus noctula
Barbastella barbastellus

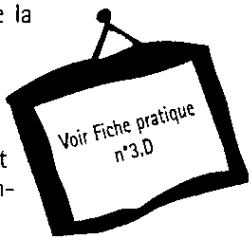
D'après ROUE (1999).

Des espèces de chauve-souris ont été désignées comme prioritaires à suivre au vu de leur statut « Vulnérable » de la liste rouge française et des réflexions d'Eurobats en matière de suivi de populations de chiroptères (ROUE, 1999). Une méthode de comptage normalisée (fiche-type), sur une durée de 5 ans a été mise en œuvre.

3D2 SUIVI D'ESPECES

3D2.1. Capture-recapture / Observation-réobservation

Le dénombrement par capture-marquage-recapture est utilisé essentiellement à des fins de recherche, notamment pour l'étude de la dynamique des populations. Cette méthode est lourde, onéreuse en temps et en personnel. On capture à l'aide de filets ou de cage-pièges des animaux qui sont relâchés après marquage.
Pour certains groupes d'espèces la capture et le marquage sont inutiles car il est possible de faire un suivi d'individus reconnaissables à vue (les phoques par exemple).



3D2.2. Les comptages par secteurs

Il s'agit d'une approche par secteur d'observation mise en œuvre pour les grands mammifères, type bovidés (territoire étudié découpé en secteurs généralement d'une surface comprise entre 80 et 150 ha pour les chevreuils) qui sont simultanément parcourus par un observateur mobile.
La poussée sur secteur (battue) nécessite des observateurs mobiles qui peuvent aussi être chargés de mettre en mouvement les animaux pour des observateurs fixes qui notent tous les déplacements.

Sous l'impulsion de l'ONC, un Groupe Chevreuil français a été créé vers 1980. Cinq méthodes sont décrites par BOSCARDIN (1999) dans le bulletin n°244 de l'ONCFS.

3D2.3. Suivi des dégâts causés par certaines espèces

Certains mammifères de grande taille comme les sangliers causent des dégâts au milieu qu'il est possible de recenser.

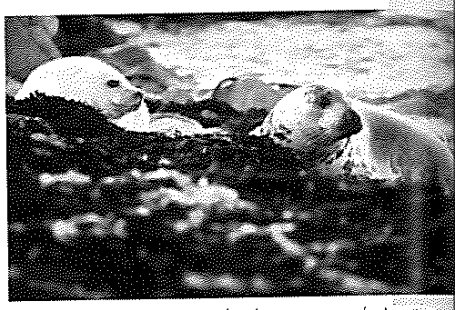
Fiche pratique n°3.D

Identification et marquage des individus

Selon NOBLET (1991), le baguage ou le marquage ne se justifient que quand on a besoin d'identifier les individus, ce qui est rare. Le marquage ou l'identification de chaque individu est nécessaire lors de suivis ou de surveillance à l'aide de techniques de capture d'individus particuliers.
THIERRY (1994) ajoute que cette étape est indispensable au suivi, notamment si les échanges entre populations de colonies voisines semblent particulièrement importants, comme cela semble être le cas pour les phoques.
Les programmes d'étude avec marquage ou baguage sont des programmes de grande durée, coûteux, qui devraient être limités à des profesionnels et localisés.

Identification photographique

La technique de la photo-identification est utilisée pour le suivi individuel des phoques. Elle permet d'identifier un individu à partir de son pelage sur ses deux profils, et donc potentiellement de le suivre à différentes saisons et en différents lieux. Un catalogue de photographies devrait permettre de les identifier, de les compter et d'étudier plus précisément leur comportement. Les phoques gris présentent un fort polymorphisme sexuel aussi les photos peuvent être exploitées différemment pour les mâles ou les femelles. Les taches constituent un dessin particulier qui reste quasiment constant au cours de la vie de l'animal, y compris après chaque mue annuelle.
D'autres mammifères peuvent être identifiés individuellement à vue. C'est le cas du Cerf qui peut être identifié par ses bois.



Pour les phoques veaux-marins, le marquage n'est pas nécessaire puisque chaque individu peut être reconnu à vue

Pose d'émetteur (radiopistage)

Minioptère de Schreibers équipé d'un émetteur

Lors d'opérations de capture, des émetteurs peuvent être posés sur les individus (collier que l'on peut munir d'un émetteur VHF, voire d'une balise ARGOS ou d'un GPS pour les grands mammifères). Ils sont par exemple collés sur la peau du dos de l'animal (chauve-souris notamment) avec une colle chirurgicale ou sur les poils du dos par une colle au cyanoacrylate. L'émetteur est parfois fixé sur un collier léger afin d'augmenter la durée de fixation (MOTTE *et al.*, 1998).

Les émetteurs (150-151 MHz) fournis par GFT ont une masse de 1,6 g et sont munis d'une antenne fouet d'environ 20 cm.
L'antenne réceptrice, de type Yagi à trois éléments, est fixée à 3 m du sol sur le toit d'une voiture par exemple. Elle est raccordée à un récepteur Stabo XR 100 modifié par GFT.
Source : MOTTE *et al.* (1998).

Autres méthodes

Il est également possible, notamment lors du piégeage des micromammifères, de tondre le pelage de ce dernier (voir photo Fiche méthode n°3.1)

Certaines études de dynamique des populations nécessitent un marquage individuel à l'aide de bague ou plaque auriculaire (y compris pour les rongeurs) ou un collier avec un médaillon individuel (Marmotte).

Il existe d'autres méthodes, mais qui sont traumatisantes pour les animaux. Il s'agit des méthodes d'amputation de phalanges. Il est en effet possible de réaliser un marquage codifié en coupant une phalange ou en entaillant l'oreille des individus. Il faut couper au maximum un orteil par patte pour permettre le marquage de 624 individus (DAVIS, 1982). De telles techniques, encore utilisées de nos jours, ne sont pas conseillées dans les réserves naturelles et sont réservées à des laboratoires de recherche.

Chauve-souris baguée pour le suivi

Le marquage coloré est utilisé sur les phoques. Des taches de couleur vive sont effectuées sur la nuque à l'aide de résine époxy teintée par des colorants fluorescents jaune, vert et rouge (THIERY *et al.*, 1998)

Il existe aussi des méthodes de marquage par l'emploi de fluorochromes vitaux (FICHETE *et al.*, 1986) qui se fixent sur des tissus durs (os, dents) lors de la croissance des animaux.
Ces techniques sont réservées aux laboratoires de recherche.

Fiche méthode n° 3.1

Inventaire et comptage des micromammifères

Le piégeage

➠ A quoi ça sert ?

Les techniques de piégeage (avec relâcher) sont particulièrement utilisées pour l'inventaire, le comptage et la surveillance des micromammifères (campagnols, mulots, et autres petits rongeurs) quand des données exactes sur la taille de la population et sa structure dans une aire précise sont requises.
En suivant les campagnols et autres rongeurs et insectivores, il est possible d'interpréter les résultats d'autres suivis d'espèces vivant dans le même espace (hiboux, renards, végétation) et se nourrissant de ces petits animaux.

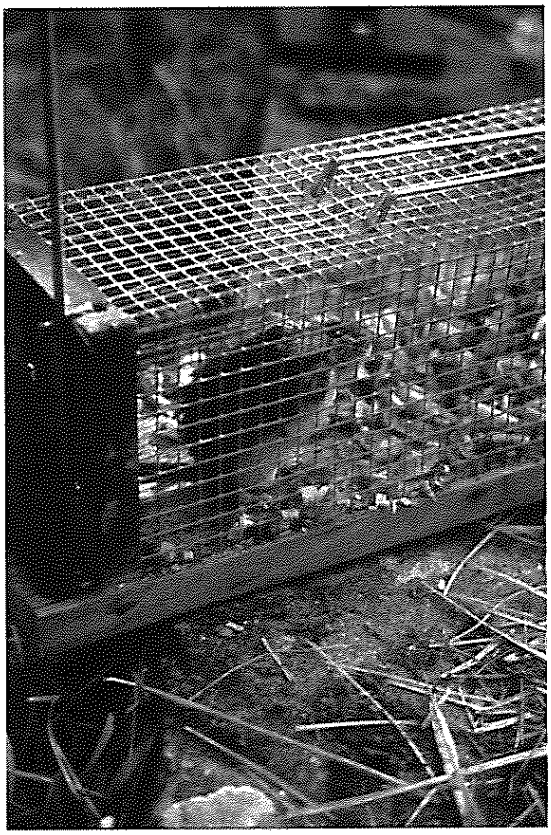
➠ Comment procéder ?

Selon les informations que l'on veut obtenir, plusieurs types de pièges et de méthodes d'échantillonnage peuvent être utilisés sur un même site.

Echantillonnage
La méthode classique préconise d'échantillonner dans des milieux homogènes. Les pièges sont généralement disposés à intervalles réguliers (lignes, etc.), mais la distance entre les pièges est variable. La plupart du temps, les pièges sont disposés selon un maillage. DAVIS (1982) conseille d'utiliser un maillage constitué de 6 x 6 pièges pour les campagnols (*Apodemus sp.)* et de placer les pièges à 15 m d'intervalle. La distance entre les pièges peut être de 10-25 m, mais plus la distance est courte, plus l'effort de piégeage est important. L'espacement peut varier en fonction des conditions locales.
Des adaptations de la méthode peuvent être faites.

Dans la RNN du Platier d'Oye, (voir aussi page 94) 50 pièges ont été placés aux endroits de plus forte probabilité de piégeage : dans les hautes herbes, à proximité des nids de mulots, dans les coulées issues des multiples passages des animaux... Le but étant d'étudier la diversité de la faune locale, le gestionnaire a préféré ces dispositions qui présentaient le plus de chances de captures, plutôt qu'opter pour la constitution d'un réseau régulier de pièges. En effet, un tel réseau permet une étude statistique de la composition en micromammifères (densité), mais ne présente qu'un faible taux de capture, ce qui pourrait ne pas mettre en évidence les espèces rares. De plus, la topographie des milieux ne permet pas toujours la mise en place facile des réseaux. Enfin, dans un tel réseau, l'orientation des pièges est discutable.

Méthode
Les pièges sont disposés selon le plan d'échantillonnage défini.
Un appât est placé sur le mécanisme déclencheur des pièges.
Ils sont ensuite relevés selon la fréquence déterminée.
Les espèces sont transférées du piège vers un bocal en verre pour faciliter leur observation. Suivant les espèces, ce transfert est plus ou moins aisé : pour les campagnols, dès l'ouverture du piège, l'animal chute dans le bocal. En revanche, l'agilité des mulots rend cette étape plus difficile : les animaux s'accrochent au grillage du piège. Il est possible de déstabiliser le mulot par un souffle puissant en haut du piège. Pour les lérots, l'étape de l'entonnoir peut être supprimée, l'animal étant curieux et assez volumineux, il passe directement du piège au bocal (DAVIS, 1982).


E. BILLET

Piège à micromammifères. RNN Platier d'Oye

... Fiche méthode n° 3.1

Différentes mesures sont ensuite effectuées puis les animaux sont marqués (voir Fiche pratique 3.D).
Après avoir marqué les individus, on note les derniers détails caractéristiques de l'animal avant de le placer dans une cage de réhabilitation pour son réveil. Cette cage contient litière et nourriture.
Une fois réveillé et en pleine forme, l'animal est relâché à l'endroit de sa capture.
On prépare de nouveau le piège (nourriture et litière) et on le replace au même endroit.

PH. DELAPORTE / LPO

Manipulation de campagnol - RNN de Moëze

Matériel

La Fiche pratique 3.A page 96 présente les types de pièges existants dans le commerce.
Pour certains modèles, le piège s'ouvre dans un sac dont l'ouverture entoure l'entrée du piège (le système est ainsi clos). Dans le fond du sac, un dispositif d'entonnoir guide l'animal vers un bocal en verre où, une fois piégé, il est endormi à l'éther (la dose est fonction du poids de l'animal).
Des copeaux de bois ou des herbes constituent une litière dans laquelle l'animal piégé pourra se cacher et éviter les pertes thermiques. Les granulés apportent la nourriture aux animaux piégés, leur permettant ainsi d'attendre la relève des pièges.
Un pèse-lettres est utilisé pour la mesurer le poids des individus.

F. DARINOT

Pesée de campagnol - RNN du Marais de Lavours

Le matériel suivant a été utilisé dans la RNN du Platier d'Oye :

- *Pièges couloirs (30 cm x 9 cm x 8 cm)*
- *Boîtes de conserve de 5 Kg (voir photo page précédente)*
- *Planche d'un mètre de long*
- *Tuyaux en PVC de différents diamètres*
- *Bocaux en verre*
- *Cage de réhabilitation*
- *Gants de cuir*
- *Pied à coulisse*
- *Pèse-lettres*
- *Ether*
- *Coton*
- *Copeaux de bois (litière)*
- *Pain*
- *Raisins secs*
- *Granulés pour rongeurs*

Paramètres mesurés

Pour chaque capture il faut noter le jour et l'heure de relevé et le numéro du piège. Différentes mesures sont réalisées sur l'animal préalablement endormi.
En plus de la simple présence-absence d'un individu dans un piège, l'observateur pourra, dans le cadre d'un suivi précis, noter pour chaque individu capturé :

- poids (l'animal est pesé sur un pèse-lettres),
- longueur : on mesure la longueur du corps plus celle de la tête (T + C), celle de la queue (Q) et enfin celle d'une patte postérieure sans les griffes (PP),
- le sexe,
- l'âge des individus ou l'état de reproduction : adulte, sub-adulte, juvénile (testicules ou mammelles non développés)

Les paramètres du site : température, précipitation, description générale de l'habitat autour du piège.

En cas de recapture on note simplement le numéro de l'animal qui a été marqué. Le gestionnaire de la RNN du Platier d'Oye a choisi de ne pas reprendre les mesures afin d'éviter à l'animal le stress de l'éther.

Marquage des individus

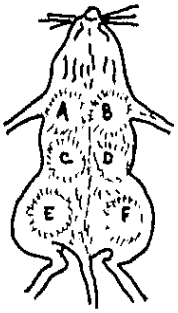
Il est possible d'identifier les individus capturés par tonsure sur le pelage. D'après DAVIS (1982), la méthode des six points offre un grand nombre de combinaisons différentes : on définit six régions notées A, B, C, D, E et F (voir figure page suivante).

Période et Fréquence des relevés

D'après LAMOTTE et BOURLIERE, cette technique est intéressante si l'on arrive à obtenir un taux de recapture suffisant et sur une période assez longue (déterminée par la courbe temps/nombre d'individus capturés).
Les pièges doivent être posés durant la nuit. La plupart des espèces étant nocturnes ou crépusculaires, ils seront inspectés tôt le matin et éventuellement après le coucher du soleil. Une visite supplémentaire le soir n'augmente pas les captures de façon significative, mais réduit les victimes dans les pièges (DAVIS, 1982). Pour les espèces diurnes, un relevé vers 15h00 est nécessaire. Celui-ci permet également de libérer les animaux piégés juste après la relève précédente ; ainsi ils ne doivent pas attendre le soir pour être libérés.

... Fiche méthode n° 3.1

E. BILLET



Marquage des individus, par tonsure du pelage – RNN du Platier d'Oye

Conditions de réalisation

Si les résultats de l'inventaire réalisé par cette méthode sont utilisés pour entreprendre des calculs, il est nécessaire de répondre à certaines conditions :

- Tous les individus doivent avoir la même chance d'être soumis au marquage. Pour cela, chaque domaine vital doit avoir au moins un piège. Généralement, celui-ci est placé sur les endroits du domaine les plus fréquentés (source de nourriture, ...).
- Une fois marqués, les individus doivent être redistribués au hasard dans la population.
- Lors des échantillonnages ultérieurs, la probabilité de capture d'individus déjà marqués ou non doit rester la même.

Recommandations

- Les pièges recouverts de végétation augmentent les chances de succès lors du piégeage.
- Les pièges inefficaces après trois nuits consécutives doivent être déplacés.
- Les pièges restant ouverts la nuit, il est important de veiller à ce qu'il reste de la nourriture et de la litière après chaque passage.
- Il est important de respecter les règles de sécurité et d'hygiène. Pour cela, l'usage de gants en cuir est nécessaire (il évite entre autres les morsures et le contact avec d'éventuels parasites).
- Les animaux étant relâchés vivants, il faut leur éviter tout stress inutile afin de ne pas perturber leur comportement. Pour cela, on évitera les manipulations excessives : effectuer un maximum d'observations dans le piège (couleur du pelage, sexe, présence de marques particulières, ...) afin d'éviter que l'animal ne soit endormi trop longtemps. L'opérateur doit veiller constamment à l'état de l'animal.
- Une anesthésie légère des animaux avec de l'éther peut faciliter leur manipulation.
- Il est également recommandé de marquer les pièges avec des couleurs pour les voir au-dessus du niveau de la végétation. Pour prévenir de la prédation et éventuellement des vols, on pourra fixer les pièges par des chaînes au sol (DAVIS, 1982).
- Si les résultats doivent être comparés, le travail devrait toujours être conduit par la même personne.

➠ Avantages et inconvénients

Avantages

Permet de faire un comptage absolu des populations et d'obtenir des informations sur chaque individu (sexe, poids, taille, etc.).

Inconvénients

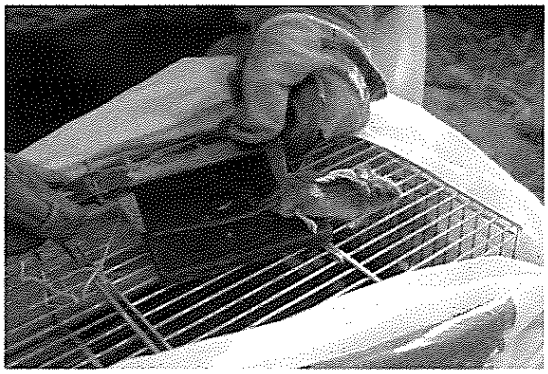
- Les pièges doivent être examinés au moins une fois, sinon plusieurs fois par jour pour que l'animal ne meure pas.
- D'autres espèces peuvent être capturées en même temps que les micromammifères.
- Une limite de cette méthode réside dans la volonté de l'animal de rentrer ou non dans le piège et donc d'être capturé. Le comportement « exploratoire » de l'individu influe sur la réussite des prises (ORSINI, 1979).
- Un autre inconvénient reste l'apprentissage que font les animaux piégés.

➠ Exploitation des résultats

A partir des données on obtient des informations sur la composition spécifique, les densités de populations réelles pour chaque espèce et des estimations de la structure des populations.

🕮 Pour en savoir plus

AULAGNIER (1998) ; DAVIS (1982) ; FROMS *et al.* (1997) ; RNN Platier d'Oye.



E. BILLET

Mesure biométrique sur un individu capturé – RNN du Platier d'Oye

Etude des mammifères

Fiche méthode n°3.2

Inventaire des micromammifères

Analyse des restes de repas de prédateurs

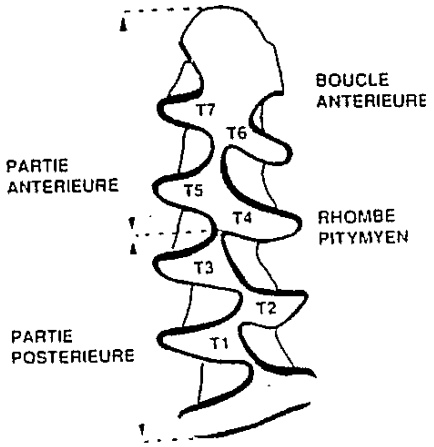
Principe de la méthode

Cette méthode d'inventaire indirect des micromammifères est basée sur l'analyse des crânes et autres ossements trouvés dans les pelotes de rejection de rapaces ou les restes de repas de carnivores.

Comment procéder ?

Echantillonnage
Les pelotes de réjection de rapaces fournissent une grande quantité d'échantillons et leur seule étude permet de déterminer avec assez de précision le spectre faunistique d'une zone déterminée.

Méthode de détermination
L'analyse morphométrique des restes dentaires des individus morts présents dans les restes de repas permet de confirmer la détermination des espèces, notamment des campagnols souterrains (FROCHOT, 1967, CHALINE, 1974).
Les ossement, essentiellement les mandibules, peuvent être déterminés à partir d'ouvrages de référence (CHALINE *et al.*, 1974, EROME et AULAGNIER 1982, GOSALBEZ 1987, POITEVIN, 1984) et à l'aide d'une loupe binoculaire. Le gestionnaire pourra également trouver des indications précieuses pour la détermination des espèces à partir de la morphométrie dans un article rédigé dans la revue *Arvicola* (BRUNET-LECOMTE, 1998).



Morphométrie d'une première molaire inférieure droite.
Source : P. BRUNET - LECOMTE in Arvicola (1998)

La revue des naturalistes du Limousin (EPOPS n°44 1999/1) permet aussi l'identification des restes trouvés dans les pelotes de rejection de rapaces.
On trouve sur le site internet de l'Université de Rennes des photos de mandibules :
http://ecobio. univ-rennes1.fr/Fiches%20perso/Abutet/analyse%20pelotes_fichiers/analyse_pelote.htm

Matériel
On utilise de préférence les pelotes des chouettes effraie car elles sont à la fois relativement faciles à trouver et comprennent la plus grande diversité de micromammifères. Ce sont en effet les seuls rapaces à consommer couramment les musaraignes.

Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages
Les pelotes de certains rapaces peuvent être trouvées facilement.

Inconvénients
Il s'agit d'une méthode possédant certaines limites quant à la localisation précise de l'habitat de la proie consommée par le rapace. En effet, la présence de la proie dans une pelote dépend du rayon d'action de chasse du prédateur, du milieu qu'il utilise ainsi que des préférences dans son régime alimentaire. La Chouette effraie (*Tyto alba*) est opportuniste et chasse plutôt en milieu ouvert ou en lisière. La Chouette hulotte (*Strix aluco*) est forestière et on trouve de ce fait en grande majorité des espèces à affinité sylvicole dans ses pelotes.

Analyse des données

Il s'agit de vérifier l'hypothèse selon laquelle l'association faunique obtenue traduit l'environnement du territoire de chasse du rapace. Pour cela il faut faire appel aux données écologiques connues des diverses epèces. On regroupe alors les espèces qui vivent dans les mêmes milieux et on ajoute les pourcentages.

Pour en savoir plus

BRUNET-LECOMTE (1998).

Fiche méthode n°3.3

Inventaire et comptage des chiroptères

Détection des ultrasons

Principe de la méthode

Elle consiste à déterminer la présence des chauves-souris en captant les ultrasons à l'aide de l'utilisation d'un détecteur, méthode largement répandue, que ce soit pour des recensements (BAAGOE, 1989, LIMPENS, 1993) ou pour des observations comportementales des chiroptères (FENTON, 1982, JENSEN et MILLER, 1996).

Comment procéder ?

Echantillonnage

Le choix des stations de relevé se fait de manière aléatoire ou selon le plan d'échantillonnage défini en ciblant la proximité des gîtes s'il s'agit d'un programme de surveillance ou de suivi.

Méthode de relevé

L'opérateur se rend sur le terrain, recherche les contacts avec les chauves-souris et établie le « battement 0 » (fréquence émission BAT BOX équivalent à celui d'une chauve-souris, voir tableau page 97). C'est la position où le son est le plus grave et sourd. Il enregistre une séquence directement (sur entrée et sortie câble) puis débranche le câble et enregistre directement au micro les indications.

Paramètres mesurés

Différents paramètres sont relevés (d'après le programme chauves-souris du PN des Ecrins) :
- le lieu d'enregistrement (commune, lieu-dit...), coordonnées, altitude,
- l'heure et la durée d'enregistrement ex : 9h45-9h52,
- le type de milieu où se fait la prospection,
- le type d'activité des chauves-souris,
- la fréquence lue sur le potentiomètre.

Ces différentes informations peuvent être enregistrées sur le magnétophone à la suite de l'enregistrement de chaque contact.

> Un contact correspond à une séquence acoustique bien différenciée, quelle que soit sa durée. Lorsque plusieurs individus évoluent simultanément, leur nombre, observé ou évalué, est exprimé en contacts. Ces derniers, selon leur qualité (durée, intensité) et le type de matériel utilisé, sont attribués à une espèce, un genre, un groupe d'espèces ou à un chiroptère indéterminé, ainsi qu'à une activité de transit, de chasse ou inconnue (BARATAUD, 1998).

Chauve-souris en vol

Matériel

La reconnaissance et le comptage des espèces sont réalisés avec un détecteur à ultrasons. DE JONG et AHLÉN (1996) recommandent un modèle avec la durée. Un magnétophone peut être utile pour le travail de terrain, ainsi qu'une lampe et un carnet de poche. Il existe plusieurs types de détecteurs (voir Fiche pratique 3.B). Il est également possible de fabriquer soi-même un tel appareil.

Période de relevé

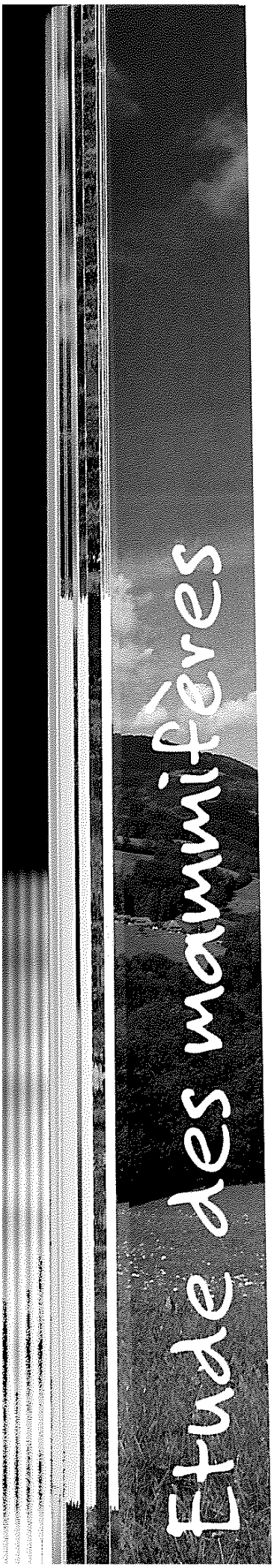
Les séances d'écoute débutent généralement dès le crépuscule (BARATAUD, 1998). La détection des émissions ultra-sonores est recherchée quand les animaux sont en chasse (BARATAUD, 1998). Chaque point prospecté nécessite de 1 à 3 heures d'écoute selon le cas.

Compétences requises

Il n'est pas nécessaire de savoir reconnaître les animaux à vue. Il est indispensable cependant d'être familiarisé avec les sons émis par les différentes espèces susceptibles d'être présentes sur la réserve. Pour assimiler les sons émis par les différentes espèces, il faut commencer par les écouter au sortir de leur gîte. Celà peut prendre du temps.

Recommandations

- FAIRON (1985) conseille de toujours accompagner au maximum d'une observation visuelle tout contact ultrasonore et, dans certains cas, d'effectuer des contrôles par capture au filet.
- Normalement toutes les espèces sont reconnues sur le terrain. Il est cependant conseillé de faire des enregistrements réguliers sur magnétophone, à la fois pour avoir un document sur les espèces rares



mais aussi pour permettre la reconnaissance des espèces après coup, en utilisant un programme d'analyse du son. Toutes les observations d'espèces difficiles ou rares devraient être sauvegardées par un archivage de sons.
- Plus les visites ont lieu dans des conditions favorables, plus l'estimation du nombre total d'individus est bon. Aussi il est conseillé de faire des inventaires sur beaucoup de stations.

Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages :
- La prospection par détection ultrasonore n'engendre aucun traumatisme chez l'animal qui, la plupart du temps, ignore même la présence de l'opérateur.
- La méthode permet un inventaire dans des zones à faible densité de chiroptères et sans capture d'individus.
- Elle permet, en un temps très court, de réaliser un inventaire spécifique, et de mesurer l'activité (exprimée en abondance de contacts) comparée entre différents habitats en un moment donné. Cette rapidité, associée à la possibilité d'obtenir des informations sur la richesse en proies du milieu fréquenté (grâce au nombre de séquences de capture), sont autant de performances qu'aucune autre technique n'égale actuellement (BARATAUD, 1998).
- Pour les espèces de haut vol (genres noctules, sérotines ou Molosse de Cestoni) ou au sonar très performant (genre rhinolophes), le rendement avec un détecteur est supérieur à celui de la capture au filet (BARATAUD, 1998).

Inconvénients :
- La fiabilité des données collectées dépend très largement du type de matériel utilisé et de l'expérience de l'opérateur. La qualité technique de l'appareil de détection peut avoir une grande influence sur la distance et la clarté d'écoute ainsi que sur les possibilités d'analyse ultrasonique. Une longue expérience est nécessaire pour que cette technique devienne rentable et surtout fiable (FAIRON, 1985).
- Des problèmes de reconnaissance des espèces existent : Les limites actuelles de la technique du détecteur ne permettent pas de différencier *P. auritus* de *P. austriacus*, ainsi que *Myotis myotis* de *M. blythii*. *M daubentoni* peut être identifié dans certains cas, tandis que *M. bechsteini* dans aucun cas avec certitude.

Sur le terrain, il est parfois difficile de différencier les sérotines d'autres espèces de chauves-souris, uniquement sur une base auditive (TUPINIER, 1982).
Seulement 6 espèces (FAIRON, 1985) peuvent faire l'objet d'une recherche systématique et directe à l'aide du détecteur, et présenter une bonne fiabilité : *Rhinolophus ferrumequinum, Myotis dasycneme, Myotis daubentoni, Eptesicus serotinus, Nyctalus noctula/leisleri, Pipistrellus pipistrellus.*
- Le matériel d'étude est coûteux et une forte expérience est indispensable pour arriver à un bon niveau de détermination acoustique.
- La baisse d'activité des insectes nocturnes en présence de lumière lunaire a une influence sur leurs prédateurs (ANDERSONS, 1966). Les chauves-souris concentrent alors leur activité de chasse au crépuscule et à l'aube, certaines espèces modifiant même leur comportement habituel en rejoignant leurs proies à l'ombre des feuillages. Les inventaires au détecteur (et par capture au filet) sont ainsi moins rentables lors des nuits de lune avec ciel dégagé.

Type de données recueillies

Les inventaires par la technique des ultrasons permettent d'obtenir, en quelques soirées, une image qualitative des espèces présentes dans un milieu. Cette technique donne une image fine de la densité de population dans un espace.
Elle met en évidence la fréquentation nocturne ponctuelle :
- quantitative exprimée en nombre de contacts,
- qualitative exprimée en nombre d'espèces et en classes d'activité (transit, chasse).

Analyse des données

Les données recueillies permettent de mettre en corrélation les résultats avec le type de milieu et l'altitude, afin d'esquisser un schéma de répartition des chiroptères. L'analyse fournit également d'importantes informations sur les biotopes les plus importants pour les sites d'alimentation de différentes espèces.
Elles permettent des comparaisons inter-annuelles ou inter-sites pour évaluer la dynamique des populations en lien ou non avec la gestion.

Les comparaisons statistiques devront être utilisées avec prudence. La comparaison entre le nombre de contacts pour les espèces ayant une intensité d'émission faible ou très faible (*R. hipposideros*, petites espèces du genre *Myotis*, *Plecotus* sp.). - audibles dans un rayon de 2 à 15 mètres - et celui des espèces ayant une forte intensité d'émission comme les noctules ou sérotines par exemple - audibles dans un rayon de 50 à 150 mètres - est impossible.

Pour en savoir plus

ANDERSONS (1966) ; BARATAUD (1996, 1998) ; FAIRON (1985) ; FROM *et al.* (1997) ; GRIFFIN *et al.* (1960) ; TUPINIER et BARATAUD (2004) ;
Poitou-Charentes Nature (2000) ;
Programme chauves-souris du PN des Ecrins.
Article dans le n° 5 de la revue Espaces Naturels, pages 30 à 33.

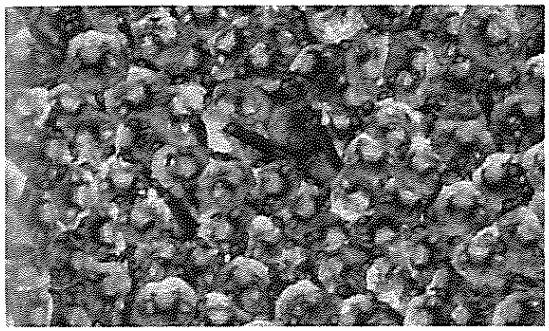
Fiche méthode n°3.4

Comptage et suivi d'une espèce

Comptage d'un essaim (exemple du Minioptère de Schreibers)

Principe de la méthode

La méthode consiste à réaliser un cliché de l'essaim et de compter les individus sur cet échantillon.



TOUZOT J.

Essaim Minioptère de Schreibers dans la RNR de la Grotte du Carroussel

Comment procéder ?

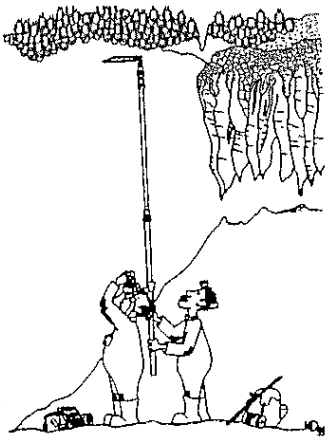
Echantillonnage

Il est procédé à un échantillonnage par photographie d'un essaim observé à l'intérieur d'une grotte.

Méthode de relevé

La méthode se décline en plusieurs étapes :

- Fixer un cadre au bout d'une perche et l'approcher au plus près possible contre l'essaim. Prendre une photo la plus nette possible. Si la disposition des individus dans l'essaim paraît homogène sur toute la surface, une seule photo suffit. Si des différences de densité apparaissent (zones plus lâches, ou avec des vides de quelques cm²), prendre une photo par zone de densité différente, en s'arrangeant pour que la composition à l'intérieur du carré soit représentative.
- Fixer une règle de 1 mètre au bout de la perche, et l'approcher au plus près possible de l'essaim. Prendre une photo en faisant une mise au point précise sur la règle (sa couleur claire facilite l'opération par lumière faible).



Observateurs réalisant une photographie de l'essaim

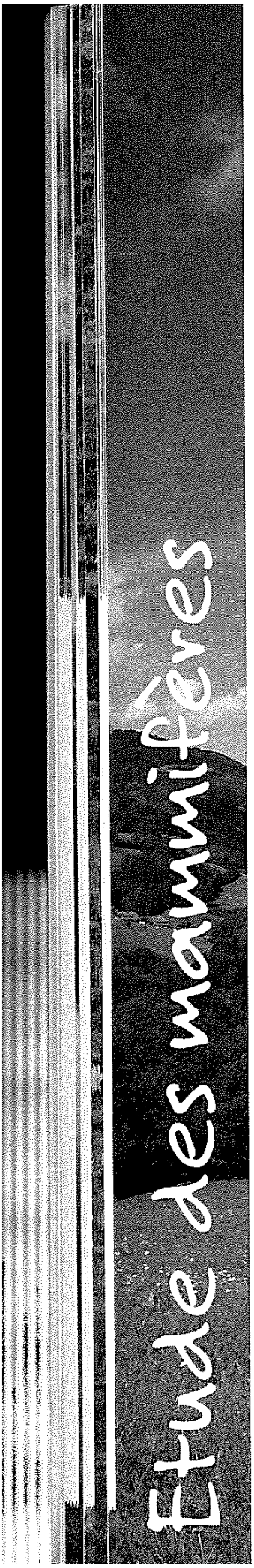
> Si l'essaim n'est pas à portée de perche, l'évaluation comporte alors une marge d'erreur variable, d'où l'importance de préciser la méthode utilisée en accompagnement de tout résultat. La méthode la plus efficace est la suivante :
> - Se munir d'une lampe à faisceau étroit, dont on aura auparavant calculé la diamètre du faisceau projeté à différentes distances (tous les mètres de 8 à 25 mètres par exemple).
> - Evaluer la plus précisément possible (prendre des repères, confronter plusieurs avis...) la distance observateur-essaim.
> - Puis mesurer les dimensions approximatives de l'essaim, et éventuellement les zones à densité différentes.
> - Evaluer la ou les densités d'individus sur place (à la jumelle si besoin) et les noter sur le croquis.

Matériel

- Une perche (ou plusieurs) la plus longue possible, légère et facilement transportable. Il existe dans le commerce de quincaillerie des perches télescopiques en aluminium, à 3 segments de 2 m environ.
- Un cadre carré, découpé dans une plaque de bois de couleur claire (la peinture blanche peut créer des reflets sur la photo), et pouvant être fixé à l'extrémité de la perche (voir figure page suivante).
- Une règle en bois verni de couleur claire, de 1 mètre de longueur, pouvant être fixée à l'extrémité de la perche, perpendiculairement à celle-ci.
- Un appareil photo 24 x 36 à objectif interchangeable (ou zoom 28 x 100 mm par exemple). Selon la hauteur de l'essaim à photographier, les focales nécessaires varient de 28 à 200 mm.
- Une pellicule (diapositives impérativement).
- Un flash puissant.
- Des piles de secours.
- Une lampe puissante, à faisceau focalisé, formant un rond le plus net possible lorsqu'il est projeté sur une paroi. L'idéal est d'avoir un rond d'environ 1 mètre de diamètre à 10 m de distance.
- Une paire de jumelles.
- Un projecteur de diapositives et des fiches quadrillées pour projection au 1/10e ou au 1/20e.

Période et Fréquence de relevé

La période souhaitée se situe aux alentours du 15 au 25 janvier, dans le cas où plusieurs sites doivent être visités. Le comptage a lieu tous les ans pour un suivi de la dynamique des populations.



... Fiche méthode n°3.4

Conditions de réalisation

- Aucune compétence particulière n'est requise.
- Il est nécessaire d'être deux personnes minimum pour cette opération. Le matériel doit être prêt et vérifié avant l'arrivée sous l'essaim, chaque opérateur connaissant parfaitement son rôle, afin de limiter au maximum leur durée de présence près des animaux, donc leur dérangement.

Recommandations

Il est déconseillé d'utiliser une focale d'objectif inférieur à 28 mm, les déformations d'image faussant trop les résultats.

Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages

La méthode est reproductible dans des conditions identiques tous les ans.

Inconvénients

- Le relief des voûtes peut avoir une influence. Dans ce cas il est important de noter un indice (voir source bibligraphique citée).
- Certaines erreurs d'évaluation sont possibles (voir source bibliographique citée).

Traitement des données et comptage

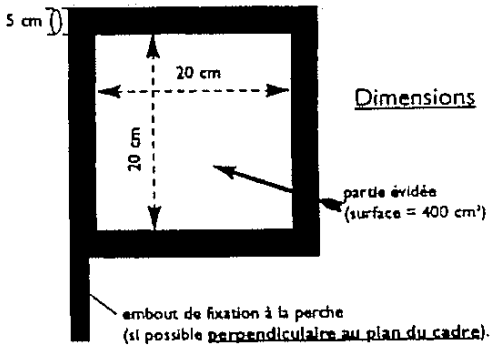
Une fois les clichés réalisés sur le terrain, un certain nombre d'observations sont réalisées :

1/ Comptage des individus dans le carré échantillon :

- Projeter sur une feuille blanche la diapositive du cadre de 400 cm². Compter le nombre d'individus à l'intérieur du carré, en cochant avec un feutre chaque museau comptabilisé. Le nombre obtenu peut être alors multiplié par 25 pour obtenir la densité au mètre carré, ou divisé par 400 pour avoir celle au cm².

2/ Comptage de l'ensemble de l'essaim :

- Installer la feuille de papier quadrillé fournie (ou plusieurs, selon la taille de l'essaim) contre un support vertical. Lorsque la surface de l'essaim le permet, privilégier le quadrillage au 1/10e afin de diminuer la marge d'erreur.
- Installer le projecteur de façon à ce que l'axe de projection soit perpendiculaire à la feuille, et régler la distance de telle manière que sur la photo projetée contre la feuille, la règle devant l'essaim mesure 10 cm (1/10e) ou 5 cm (1/20e). Les carrés sur la feuille représentent 400 cm², c'est à dire la surface choisie.
- Une fois ces réglages effectués, dessiner le contour de l'essaim sur la feuille (en tenant compte du fait que, souvent, les individus formant la bordure sont moins serrés et occupent une surface plus grande), et délimiter éventuellement les zones de densités différentes, et les secteurs où la voûte présente un relief (d'après croquis de terrain). Comptabiliser les carrés pleins, et multiplier leur surface réelle (400 cm²) par la densité d'individus par cm² qui peut leur être accordée. Chaque carré rempli partiellement fait l'objet de mesures (transcrites selon l'échelle utilisée) pour connaître la surface d'essaim couverte, la forme de cette dernière étant simplifiée pour représenter un triangle ou un quadrilatère. Les surfaces obtenues sont multipliées par les densités d'individus correspondantes, et le résultat additionné à celui du total des carrés pleins.
- Veiller à ce que toutes les informations sur l'essaim apparaissent en légende (densité d'individus/m² et indice de relief pour chaque zone) et accorder un numéro à chaque essaim, qui sera reporté sur la fiche de comptage.
- Archiver soigneusement les diapos et les grilles de comptage, en les légendant (date, nombre calculé, observateur, ...).



Cadre pour la prise de vue photographique

> Si l'essaim n'est pas à portée de perche, l'évaluation grâce au faisceau de lampe a lieu de la manière suivante :
> - Reporter le contour de l'essaim (grâce au croquis de terrain) sur une feuille quadrillée, en se servant des mesures évaluées grâce au faisceau de lampe, pour établir l'échelle.
> - Délimiter éventuellement les zones de densités différentes ou de relief notées sur le terrain.
> - Puis, procéder comme décrit précédemment pour calculer la surface et le nombre d'individus.

Type de données recueillies

Le regroupement d'individus de la même espèce formant ainsi un essaim permet d'obtenir des données précises pour estimer la population (densité absolue). Des comptages annuels permettent de suivre son évolution dans le temps.

Pour en savoir plus

Source utilisée pour la fiche:
D'après Groupe chiroptère de la SFEPM (Michel BARATAUD). Suivi des populations sur les espèces jugées prioritaires. Le Minioptère de Schreibers, période 1999-2003.

Fiche méthode n°3.5

Suivi d'une espèce patrimoniale de chiroptère

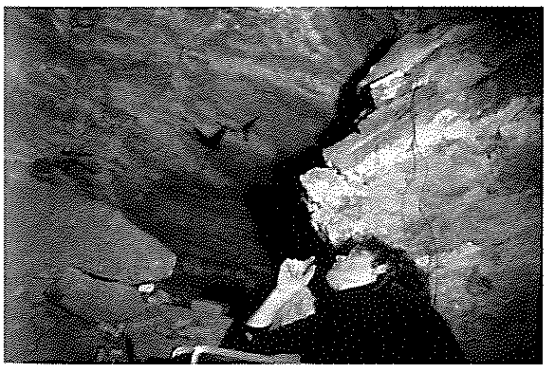
Comptage des effectifs à la sortie du gîte

Comment procéder ?

Echantillonnage
Il n'y a pas de technique d'échantillonnage particulière puisqu'il s'agit de se poster à l'entrée des gîtes connus pour abriter la ou les espèces à suivre.

Méthode
Se placer devant l'entrée (ou les) du site avant l'émergence des chiroptères.
Le comptage des individus sortants est effectué grâce à un détecteur calé sur la fréquence de l'espèce (voir tableau page 97).
L'observateur compte le nombre de contacts et note l'heure du premier et du dernier individu.

Matériel
- Un détecteur à ultrasons (voir Fiche pratique 3.B).
- Deux compteurs à main (voire trois) afin de comptabiliser les individus sortants.
- Une lampe à pétrole ou frontale permettant d'obtenir un halo lumineux ou une lumière tamisée.



CPEPESC FRANCHE-COMTÉ

Comptage à la sortie d'une grotte dans une réserve à chiroptères de Franche-Comté.

Période de relevé
Le suivi des populations s'effectue en période estivale (printemps-été).
Dans chaque site sélectionné, la période de comptage est réalisée une dizaine de jours après les premières naissances. Pour le Vespertilion de Capaccini par exemple la période souhaitée se situe environ du 30 mai au 10 juin (SFEPM).

Fréquence de relevé
Tous les ans pour un suivi de la dynamique des populations.

Compétences requises
Aucune particulière si l'espèce est identifiée sans difficulté.

Conditions de réalisation
Il est nécessaire d'être deux personnes minimum pour cette opération.

Recommandations
Un comptage complémentaire des jeunes peut être réalisé après la sortie des adultes pour les sites favorables où la présence humaine induit peu de dérangement et où ce comptage peut être très rapide (voir recommandations dans la référence bibliographique citée ci-dessous).

Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages
Le lieu de comptage est facilement identifié.

Inconvénients
Durant la période de mise bas, une espèce cavernicole peut former des essaims mixtes. Cette particularité entraîne une difficulté de l'évaluation des effectifs de cette espèce dans les colonies estivales mixtes, notamment pour des espèces dont les fréquences sonores sont proches.

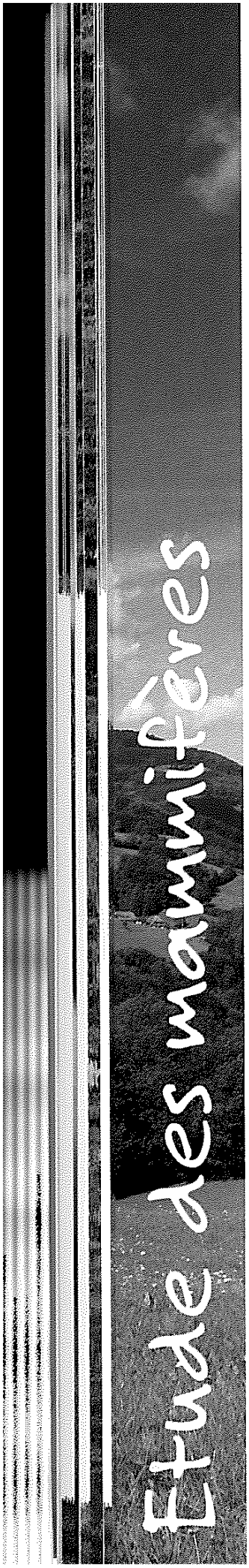
Type de données recueillies

Ce type de comptage permet d'obtenir les effectifs absolus d'une population d'espèce (nombre d'individus d'une espèce présente dans la cavité au moment de la mise bas).

Pour en savoir plus

Source utilisée pour la fiche:
D'après Groupe chiroptère de la SFEPM. Suivi des populations sur les espèces jugées prioritaires. Le Vespertilion de Capaccini, période 1999-2003.

Etude des mammifères



Fiche méthode n°3.6

Comptage et suivi des mammifères

Comptage le long d'un transect

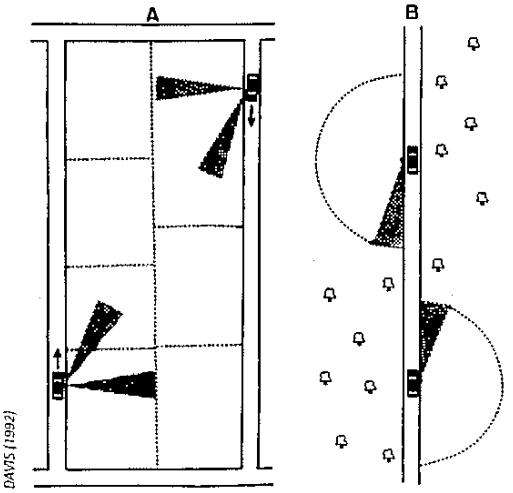
➠ Principe de la méthode

La méthode consiste à parcourir un transect de longueur fixe à pied, vélo, voiture ou bateau à un rythme lent sans stopper, en enregistrant toutes les observations de toutes les espèces ou d'une espèce visée le long du transect.
Pour les animaux crépusculaires ou nocturnes, en milieu ouvert, l'échantillonnage peut être effectué de nuit (CHAUTAN, 1998). Cette méthode s'applique bien au comptage des populations de lapins.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Un cheminement est défini au préalable (transect) dans le ou les habitats fréquentés par la ou les espèces à suivre. Il est de longueur fixe et doit être adapté aux conditions locales (topographie, routes praticables).
Il est possible de compter les individus sur une bande de largeur fixe. Pour les comptages nocturnes de lapins en voiture par exemple, une aire de 28 hectares peut être observée quand les deux côtés de la voiture sont couverts (d'après DAVIS, 1982).
Il est aussi possible de ne pas se limiter dans l'espace mais de noter pour chaque individu observé la distance le séparant du transect.



Comptages nocturnes de lièvres au phare.
A) En milieu ouvert, les lièvres peuvent être observés à la lumière de torches fixées à la voiture en mouvement.
B) Quand il y a de la végétation de part et d'autre du chemin, la voiture est stoppée à un point d'observation. L'observateur reste en dehors de la voiture et balaie l'espace avec le faisceau de la torche.

Méthode de relevé

L'observateur parcourt le transect à vitesse constante. Plus elle sera lente, plus la chance d'enregistrer toutes les espèces sera grande.
Les comptages nocturnes sont généralement réalisés à bord d'un véhicule équipé d'un ou plusieurs projecteurs orientables, mais il est possible d'opérer à pied, avec un phare à main alimenté par une batterie ou bien avec un dispositif d'amplification de la lumière ou encore avec du matériel à infrarouge.

Matériel

Un phare (spot halogène (12 V), etc.) avec une puissance de 300 m, fixé à une voiture ou à la main, et des jumelles (7 x 50) sont utilisés pour les comptages nocturnes. Un détecteur d'ultra sons dans le cas de comptage de chauve-souris.

Période et Fréquence de relevé

Il est préférable d'effectuer les sorties toujours à la même période de l'année (CHAUTAN, 1998). Pour les lapins, la meilleur période pour l'estimation des populations de lapins est tôt au printemps (avant la saison de reproduction) et tard en automne (avant la saison de chasse). La période d'échantillonnage se situe entre ces deux périodes.
Les comptages nocturnes peuvent être faits toute l'année, en espérant que la hauteur de la végétation ne gène pas l'observation des lapins assis. Ils ont plus de succès durant l'heure précédant la nuit.
Les comptages doivent être répétés trois à cinq fois durant chaque période échantillon. Le comptage devra si possible être réalisé durant une quinzaine de jours pour éviter les changements saisonniers et comportementaux des lapins qui peuvent affecter les résultats.

Conditions de réalisation

- Pour être interprétable, la méthode doit être effectués toujours dans les mêmes conditions d'observation tout au long de l'étude : conditions météorologiques et de couvert végétal comparables.
- Deux personnes (conducteur et observateur) sont nécessaires pour réaliser l'opération en voiture (ou en bateau).

Recommandations

- Veiller à ne pas compter deux fois les espèces qui se déplacent.
- Eviter les comptages en cas de mauvaises conditions météorologiques (pluie, chute de neige, grand vent...)

Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages :

- La sensibilité des indices obtenus est généralement suffisante pour détecter des variations relativement faibles d'effectifs, notamment dans le cas du renard (STAHL et MIGOT, 1990).
- Bon rapport coût/résultats.
- Les indices kilométriques ne nécessitent pas de calculs complexes, ni de moyens matériels (informatiques ou autres) importants.

Inconvénients :

Pour des espèces capables de déplacements importants qui n'ont pas un comportement territorial aussi fort que les oiseaux (les chiroptères par exemple), les transects sont des images à un instant « t » de la diversité des espèces présentes. Il sera donc difficile de comparer dans le temps, l'augmentation (ou la diminution) de la diversité des espèces présentes en fonction d'une gestion des milieux.

Type de données recueillies

Abondance relative

Ces comptages permettent de déterminer un indice relatif d'abondance (Indice Kilométrique d'Abondance ou IKA) le long d'un transect (rapport du nombre d'animaux vus sur la longueur du parcours).

Densité

Il est impossible, à partir des variations des indices kilométriques, d'évaluer l'amplitude des variations de densité de la population suivie (CHAUTAN, 1998).

Par contre, si on a mesuré les distances perpendiculaires des animaux au transect (voir encadré) ou si on a compté tous les animaux présents dans une bande de largeur préalablement fixée de part et d'autre d'un transect (ce qui revient donc à compter sur une surface), il est possible d'estimer la densité de population, par exemple le nombre d'individus par hectare.
La densité de population est simplement calculée en divisant le nombre d'individus observés à chaque période par la superficie des aires échantillonnées.

Analyse des données

En quelques sorties par an, à condition de respecter certaines conditions, les résultats exprimés par I.K.A. ou en densité de population avec intervalle de confiance, permettent de déterminer la tendance suivie par une population donnée sur le long terme (stable, augmentation, diminution) et d'effectuer des comparaisons entre différents sites, à condition que les espèces n'aient pas effectué de déplacements trop importants.

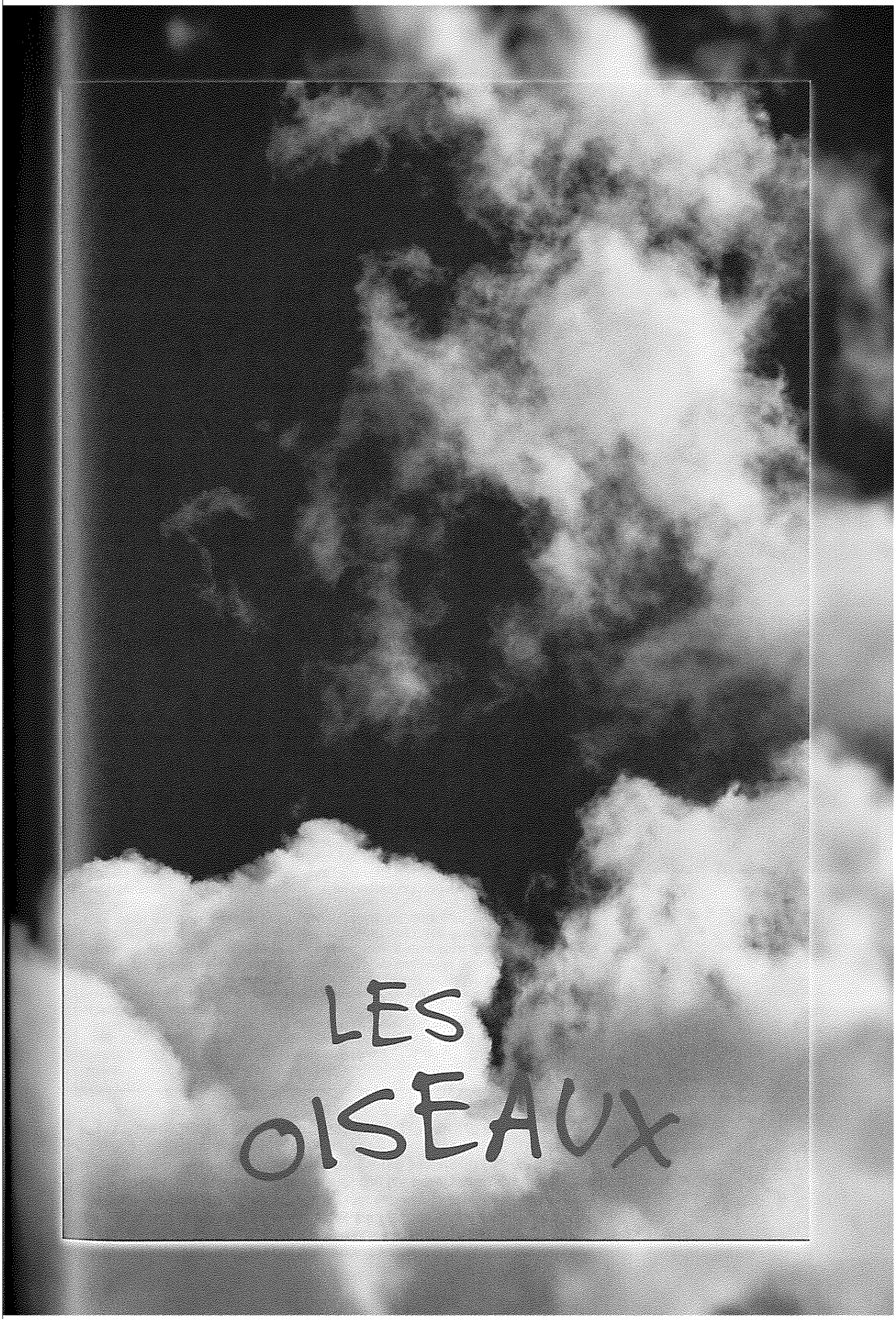
Pour en savoir plus

CHAUTAN (1998) ; DAVIS (1982).

Une variante de la méthode des transects : Echantillonnage des distances

La méthode d'échantillonnage des distances est un outil destiné plutôt aux scientifiques et aux gestionnaires qui ont besoin d'estimer la densité de population et la précision de leur estimation (intervalle de confiance) et de comparer les densités de population dans des sites d'études différents. Cet outil leur permettra en outre d'évaluer l'amplitude des éventuelles variations de densité de population (CHAUTAN, 1998).
Le principe de la méthode part du constat que la probabilité de voir un animal décroît lorsque la distance entre l'animal et le transect sur lequel se trouve l'observateur augmente (Anderson *et al.*, 1979, Burnham *et al.*, 1980, Seber, 1986, Buckland *et al.*, 1993). L'estimation de la distance permet de calculer la surface effectivement échantillonnée.
Avantages :
Cette méthode offre plus de possibilités que celle des indices relatifs.

Inconvénients :
Elle est plus complexe à mettre en œuvre, les calculs sont plus compliqués et elle nécessite l'utilisation d'un ordinateur.
Par ailleurs, l'utilisation de cette méthode requiert le respect de conditions d'application relativement contraignantes. Ces hypothèses sont les suivantes :
- les observations successives sont des évènements indépendants,
- la distribution des transects dans la zone d'étude est aléatoire,
- les mesures des distances sont sans erreur,
- l'observateur voit l'animal avant que celui-ci ne se déplace,
- la probabilité d'observer un animal situé sur le transect est égale à 1.


LES
OISEAUX

4. Eléments méthodologiques pour l'inventaire et le suivi des oiseaux

4.1. Introduction à l'étude des oiseaux

4.1.1. Comment déterminer les oiseaux ?

Les oiseaux sont pour la plupart faciles à observer et l'écologie de la plupart des espèces est connue. La documentation qui leur est consacrée est abondante. Ils sont généralement reconnaissables à vue, mais aussi à leur vol ou à leur chant pour les plus discrets. Il y a peu de confusion possible entre les espèces et un ornithologue sait généralement reconnaître toutes les espèces d'oiseaux.
De nombreux ouvrages et supports audio initient à la reconnaissance des espèces.

La détermination des oiseaux ne pose pas de problèmes particuliers à ceux qui ont une bonne pratique du terrain.

Il existe aussi une série de CD avec le chant des oiseaux de France, édités par « *Sittelle* » (voir page 130, Ecoute du chant).

PRINCIPAUX GUIDES D'IDENTIFICATION
1/ Guide des oiseaux d'Europe, de Roger PETERSON, Guy MOUNTFORT, PAD HOLLOM (Delachaux et Niestlé, 12e édition, Neuchâtel-Paris1994, 535 pages, Prix : 25 €). Il a fait référence pendant près de quarante ans et reste aujourd'hui un guide de grande qualité.
2/ Les Oiseaux d'Europe, d'Afrique du Nord et du Moyen-Orient, de Lars JONSSON (Nathan, Paris 1995, 560 pages, Prix : 27 €). Compagnon indispensable pour les ornithologues confirmés.
3/ Oiseaux d'Europe, d'Afrique du Nord et du Moyen-Orient, de Hermann HEINZEL, Richard FITTER, John PARSLOW (Delachaux et Niestlé, Neuchâtel-Paris 1996, 385 pages, Prix : 24 €). Un guide intéressant et particulièrement utile pour les ornithologues confirmés.
4/ Guide des Oiseaux, de Peter HAYMAN (Arthaud, Paris, 1989, 192 pages, Prix : 10 €). Ne traite que des espèces les plus communes en Grande Bretagne. Avantages : c'est le plus léger et le moins cher des guides, les commentaires et illustrations sont très souvent pertinents.
5/ Le guide Ornitho, de Killian MULLARNEY, Lars SVENSSON, Dan ZETTERSTRÖM, Peter J. GRANT (Delachaux et Niestlé, Neuchâtel-Paris 1999, 400 pages, Prix : 27 €). Dernier-né des guides d'identification ornithologiques, il tient compte des avancées récentes des techniques d'identification (espèces et sous-espèces) et donne des indications précieuses dans la détermination du sexe ou de l'âge d'un oiseau. La qualité de l'ensemble en fait le guide préféré de nombreux ornithologues (y compris confirmés) depuis sa récente parution.
D'après : Identifier les oiseaux, un voyage dans la jungle des guides ornithologiques, Pierre Rousset, in Bull.Ass.Natur.Vallée Loing, Vol 72/3, 104-114,1996. Le guide Ornitho, J.P. Siblet, in Bull.Ass.Natur.Vallée Loing, Vol 75/1, 4,1999. Sur le terrain...suivez le guide, P. Lefèvre.

RNN ST QUENTIN EN YVELINES
Bécassine des marais

Reconnaissance des oiseaux :
La forme de l'oiseau et la forme des groupes, la façon dont ils volent (fréquence et régularité des battements, ondulation, silhouette...) aident à la reconnaissance. Les cris aident beaucoup (surtout au début pour apprendre à utiliser la forme et contrôler ses identifications) ainsi que les critères de plumage (bande alaire, croupion, etc.).

4.1.2. Sur quels groupes d'espèces travailler ?

Travailler sur un groupe dépend des objectifs et des potentialités d'accueil du site. De nombreuses réserves naturelles constituent par exemple des lieux de passage privilégiés pour les limicoles côtiers ou sont des refuges pour les passereaux paludicoles (roselières). Si les moyens ne permettent pas d'inventorier tous les oiseaux, la priorité pourra être donnée aux espèces présentes dans les habitats les plus caractéristiques du site (les oiseaux d'eau dans les zones humides par exemple).

Selon le rôle que joue le site, le gestionnaire ciblera les études à mener sur les populations nicheuses sédentaires, les migrateurs ou encore les hivernants. Les comptages des hivernants sont importants si le site joue un rôle non négligeable pour ces populations (cas de la Réserve Naturelle des Marais de Moëze par exemple).

4.1.3. Quels paramètres noter ?

La fiche d'observation contient, en allant du plus simple au plus complexe, des mesures qui sont :
- Les principales informations pour décrire une observation : date, heure (début et fin de l'observation, durée du contact), lieu, nom de l'observateur, type d'habitat, commentaires divers.
- L'identité des espèces présentes sur ce territoire (richesse spécifique).
- La taille d'une population : quantité d'individus appartenant à chaque espèce (fréquence ou abondance) pouvant s'exprimer en nombre d'individus, d'œufs, de poussins... Pour plus de précision le nombre est éventuellement décomposé en mâles, femelles, jeunes.
- Le succès de la reproduction.

Un des paramètres les plus important est de savoir si les espèces se reproduisent sur le site, et quel est le succès de reproduction des espèces les plus caractéristiques de la réserve naturelle. Une liste des indices de nidification peut être la suivante : A possible, B probable, C certain. Exemple : 3A 1C veut dire 3 couples possibles et 1 certain.
- Les relations d'ordre existant au sein du peuplement.

Plus secondairement et dans le cadre d'une surveillance des populations, il sera possible de recueillir d'autres données sur le comportement (parade, accouplement, agression sur une autre espèce, dérangements éventuels, transport de matériel ou de proies...), la structure des populations (nombre de mâles et de femelles, âge : juvénile, immature, subadulte, adulte, indéterminé), l'utilisation de l'habitat, le territoire, la répartition, etc., mais cela nécessite des méthodes plus lourdes à mettre en place, et ne concernera généralement qu'un groupe d'espèces, voire une espèce particulière.
- Les conditions météorologiques : vent nul, moyen, fort ; température : doux, froid, chaud.
- On peut aussi noter la direction prise si l'oiseau ou le groupe s'envole (afin de comparer les observations provenant de secteurs adjacents pour minimiser les risques de double comptage.

F. TOPIN

Prise de notes lors d'un baguage dans la RNN du Girard

4.1.4. Quelle méthode utiliser ?

Depuis longtemps, le monde scientifique et naturaliste compte de nombreux ornithologues. Des méthodes d'inventaire, de comptage et de suivi ont été développées et ont fait l'objet de nombreuses publications. Cependant, compte tenu de la diversité des familles et des modes de vie des oiseaux, aucune méthode générale ne peut à elle seule fournir toutes les données souhaitées pour étudier la population avienne dans sa globalité sur un espace naturel. Il s'avère donc souvent nécessaire de faire appel à différentes méthodes pour réaliser un inventaire avifaunistique complet, pour estimer les effectifs ou pour surveiller la présence de certaines espèces.

Les méthodes existantes sont adaptées à l'espèce ou au groupe étudié (leur facilité d'observation) et aux habitats qu'ils occupent. Il est évident que les techniques d'inventaire des passereaux (espèces de petite taille difficilement observables mais dont le chant facilite la détermination) diffèrent des techniques d'inventaire des rapaces (espèces de grande taille identifiables en vol).

Les différentes méthodes d'inventaire de l'avifaune ne produisent pas toutes les mêmes types de résultats. Certaines d'entre elles produisent des données essentiellement qualitatives à différentes échelles, d'autres fournissent des données quantitatives mais relatives à une unité de distance ou de temps, alors que d'autres fournissent des dénombrements pratiquement exhaustifs (recensement absolu), mais

ne peuvent être mises en œuvre que sur de petites superficies (exemple : dénombrement de sarcelles d'hiver sur un plan d'eau) moyennant un investissement lourd en temps.

Les techniques ne sont pas les mêmes si on suit les migrations ou la reproduction, ou si on suit l'évolution dans le temps d'une espèce ou d'une population avienne. C'est surtout pour l'étude des populations nicheuses qu'ont été développées le plus de méthodes. Les techniques de capture-recapture avec baguage de passereaux sont utiles pour un suivi des densités de population d'espèces cibles et sont principalement utilisées pour suivre le comportement migratoire, alors que les méthodes relatives à une distance ou une durée de relevé (voir page 146 à 148) ont pour objectif un suivi global de l'évolution d'une population avienne. Dans ce cas on va suivre la reproduction (nicheurs, couples territoriaux).

Il est important de connaître certaines méthodes de manipulation, de mesure, de capture et de marquage des oiseaux, certaines méthodes d'estimation des effectifs (cartographie des territoires, IPA, IKA et EFP, décompte de nids, etc.) dans différentes conditions saisonnières ou d'espacement social (colonies, halte migratoire, en migration, en nidification, selon les types d'oiseaux : rapaces, oiseaux aquatiques, oiseaux terrestres, oiseaux menacés, etc).

Des méthodes précises mais coûteuses, comme le baguage qui demande des moyens humains importants (TAYLOR *et al.*, 1985) ne semblent pas devoir être généralisées à tous les recensements et peuvent être utilisées uniquement pour un premier inventaire (risque de perturbation des populations). Des méthodes plus simples à mettre en œuvre par l'ensemble des gestionnaires de réserves naturelles sont à préconiser, comme la méthode du STOC-EPS (voir page 147 et Fiche méthode n° 4.9), déjà utilisée dans plus de 25 réserves naturelles.
Sur le terrain, les dérangements occasionnés aux oiseaux et à leurs habitats doivent être réduits au minimum. Quelle que soit la méthode utilisée, les observateurs doivent faire attention à ne pas perturber les oiseaux. Ils doivent marcher doucement, à la même vitesse, porter des vêtements foncés (non rouges) et ne pas rester plus longtemps que souhaité sur un secteur.

Au printemps, période de nidification, les oiseaux débordés d'activité, sont constamment sur le qui-vive. Les dérangements entraînent les plus graves préjudices. En effet, bien que très attaché à son territoire et à son nid, un oiseau qui se sent menacé n'hésite pas à abandonner nid, œuf, poussin, et même territoire. Les conseils suivants sont donc très importants à suivre sur le terrain :
- *observer les nids à bonne distance, sinon s'interdire de les observer. Il est préférable de se tenir à 10 m et plus du nid pour les passereaux.*
- *éviter les traces de passage dans la végétation, ne pas toucher de nid,*
- *s'interdire la visite des colonies et éviter désordre et affolement parmi les poussins, en aucun cas, on doit pénétrer à l'intérieur d'une colonie d'oiseaux marins susceptibles d'y avoir des Sternes caspiennes ou des Sternes de Dougall.*
- *étudier les oiseaux rares à la longue-vue,*
- *ne pas photographier au nid.*

4.1.5. Quand se rendre sur le terrain ?

En fonction du mode de vie de l'espèce ou du groupe d'espèces étudié ou encore selon l'objectif visé par le gestionnaire, les prospections ont lieu en différentes périodes de l'année.
Il existe sous nos latitudes un pic printanier dont l'activité du chant correspond à la formation des territoires (ceci est surtout vrai pour les passereaux et les familles apparentées). Durant la saison de nidification, les oiseaux nicheurs sont généralement trouvés dans ou aux alentours du nid, ce qui facilite leur observation. L'essentiel est de bien connaître la période au cours de laquelle chaque espèce se reproduit et de visiter le site de nidification au cours de cette période, à un moment où les oiseaux pourront être détectés aisément. Le comptage des individus est plus facile au moment de la ponte des œufs car, à ce moment, le ratio des adultes présents comparé au nombre de nids est très important. En fin de période de ponte ce ratio diminue.
L'échantillonnage est généralement réparti de début mars à la fin juin pour ne pas privilégier tel ou tel groupe d'espèces.
Il y a aussi un pic d'activité, pour les oiseaux diurnes, dans les premières heures suivant le lever du soleil. C'est pour ces raisons que, dans le cadre d'un inventaire des oiseaux présents sur un sité donné, la plupart des méthodes utilisées en ornithologie sont effectuées dans les premières heures du jour (de 2 à 5 heures après le lever du jour).
Plus la période de recensement est restreinte, plus les résultats seront fiables (risques réduits de doubles comptages), et pourront être comparés d'une année ou d'un mois à l'autre.

4.1.6. Quelle est la fréquence des observations ?

Le calendrier des migrateurs varie en fonction des espèces, mais les départs et les arrivées sont réguliers et précis. Les dates sont proches de celles des solstices.

La fréquence dépend de la méthode utilisée et donc de l'objectif et des espèces visées. Par exemple :
- Dénombrement des limicoles côtiers : tous les 15 de chaque mois (dans les RN participant au suivi, voir page suivante).
- IPA : deux dénombrements annuels, l'un au début du printemps, l'autre à la fin du printemps.

– IKA : même chose que les IPA, il est préconisé un minimum de deux sorties en période de reproduction.
– STOC-EPS : une seule fois par an.
– Piégeage, baguage : deux fois par an.
La fréquence des observations est aussi fonction de l'intérêt ornithologique de la réserve et du nombre d'espèces remarquables à surveiller.

4.1.7. Quels biais sont possibles ?

La probabilité de détecter un oiseau varie en fonction de différents facteurs : saison, milieux, espèces, conditions météorologiques, bruit. ... Quelle que soit la méthode utilisée, les résultats obtenus auront des biais. Il faut en tenir compte pour planifier le travail de terrain. Il est impossible de mesurer les biais d'une méthode avec une grande précision, excepté quand on travaille sur une espèce. Certaines personnes estiment que les erreurs sont négligeables.

Comment éliminer les sources d'erreurs ?
- *Choisir la bonne méthode de relevés selon l'espèce, l'endroit, la saison, les objectifs.*
- *Déterminer la taille de l'échantillon à partir de la courbe cumulative de relevés (courbe aire-nombre d'espèces).*
- *Augmenter la taille de l'échantillon pour accroître la précision.*
- *Choisir la saison qui correspond à la même période du cycle vital pour toutes les espèces étudiées.*
- *Standardiser la vitesse de progression ou la durée des arrêts (durée des relevés).*
- *Standardiser l'heure du relevé.*
- *Effectuer les relevés dans des habitats comparables.*
- *Prendre en compte des groupes de relevés qui ne sont pas soumis simultanément à des facteurs de variations différents (par ex. : climat et changement de végétation).*
- *Veiller à faire faire les relevés par le même observateur.*

Réduire le dérangement lors de l'inventaire :
- *Il est essentiel que les observateurs soient familiers avec le site à inventorier et le chant, l'identification et les mœurs de l'espèce.*
- *On doit éviter de pénétrer dans les habitats de reproduction ayant une superficie limitée (0,5 ha et moins); c'est parfois le cas pour le Grèbe esclavon, le Petit Blongios, le Pluvier siffleur, ...*
- *Quitter le site de nidification lorsque la présence de l'espèce ou l'estimation du nombre de couples reproducteurs est relevée. L'observateur doit se retirer des lieux lorsqu'il voit un adulte quitter le nid.*
- *Il faut éviter de revenir au site après avoir confirmé la nidification de l'espèce. Chercher à trouver un nid à tout prix n'est pas recommandé car les oiseaux nicheurs risquent d'abandonner le site.*

4.1.8. Qui réalise les études ?

L'inventaire des oiseaux dans les réserves naturelles nécessite une bonne connaissance de ceux-ci et doit être réalisé par des personnes bénéficiant de compétences particulières en matière de reconnaissance d'oiseaux à vue ou au chant. Pour des espèces qui sont facilement reconnaissables ou qui ont un vol typique, le gestionnaire non ornithologue pourra recenser lui-même les espèces. Pour les autres, il devra faire appel à un spécialiste ou à des naturalistes locaux, et dans tous les cas faire valider ses données.

Il est nécessaire de tenir compte des conditions météorologiques. On évitera de faire des relevés par temps froid et les jours de vent (vent supérieur ou égal à 5 m/s). Un ciel couvert n'est pas gênant et même une pluie intermittente et très légère peut être tolérée.

4.1.9. Réseaux de suivi et groupes de travail

Dans les réserves naturelles

Suivi des limicoles côtiers
Au sein du groupe thématique « Oiseaux » de la commission scientifique de RNF, les représentants de différentes réserves estuariennes réalisent un suivi des limicoles côtiers. Ils se rencontrent afin de définir les modalités d'échange de l'information et définir un recueil en commun de données sur ces espèces.
La RN de Beauguillot (Manche) assure la coordination de ce groupe de suivi.
☞ *rnbeauguillot@wanadoo.fr*

Suivi des oiseaux communs
Plus de vingt réserves naturelles sont associées au programme STOC-EPS (voir ci-dessous et page 147), visant à évaluer les tendances d'évolution des populations d'oiseaux communs. Le CRBPO a adapté la méthodologie aux réserves naturelles.
☞ *Contacts : http://www.mnhn.fr/mnhn/meo/crbpo*
CRBPO : Romain JULLIARD (coordonnateur du programme STOC), 01 40 79 30 81.

Fiche pratique n°4.A

Sources de biais

L'espèce
L'observation visuelle et auditive dépend du sexe, de l'âge, du stade dans le cycle de reproduction, du cycle d'activité de l'espèce.

L'observateur :
Expérience et connaissances : au minimum il est essentiel d'être familiarisé avec l'étude des oiseaux (leur chant, etc...).
L'acuité visuelle et auditive : elles baissent avec l'âge.
Vigilance : fatigue, motivation, journée de la semaine.
Nombre d'observateurs : l'intervention de plusieurs observateurs induit des biais qui faussent l'interprétation.

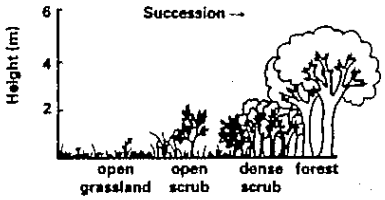
Matériel :
Le matériel est difficile à standardiser et peut biaiser les résultats. Une longue-vue de qualité permet à un observateur de compter davantage de canards que de mauvaises jumelles.

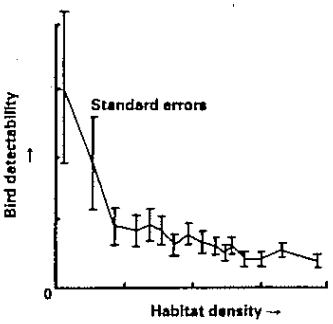
Effort et vitesse :
Lorsque l'observateur marche plus lentement, il voit davantage d'oiseaux.
La taille des échantillons doit être considérée comme une part de l'effort. Les standards à suivre sont généralement décrits dans les méthodes (voir fiches méthodes plus loin). S'il n'est pas possible de rendre l'effort constant, notamment s'il implique un grand nombre de personnes, il faut tenter de le mesurer et l'intégrer à l'analyse des résultats.

Reprís de BIBBY et al. (1992)

Biais dû à l'effort et à la vitesse

Habitats :
Structure de la végétation : Les oiseaux sont plus faciles à détecter dans les habitats ouverts. La prospection d'un milieu dominé par des arbres ou arbustes à feuilles caduques peut engendrer des différences sensibles de détection des oiseaux suivant la saison. Certaines méthodes s'adaptent davantage à ce problème que d'autres.
Pour faire des comparaisons entre sites, il ne faut pas ignorer ce biais.
Certains habitats sont également difficiles d'accès.
Les bruits environnants (rivière à courant rapide, chute, route) peuvent gêner les écoutes de chants.





Reprís de BIBBY et al. (1992)

Biais dû à l'habitat

Densité d'oiseaux :
Avec de fortes densités d'oiseaux, l'observateur peut être confronté au problème de reconnaissance des différentes espèces ou individus.

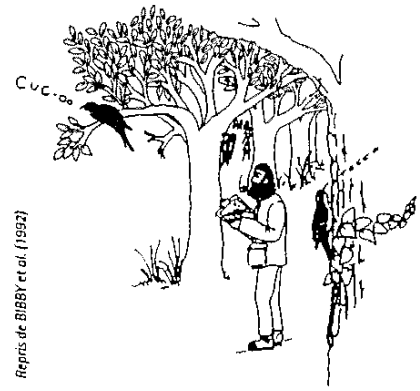
Reprís de BIBBY et al. (1992)

Biais dû à la densité des oiseaux.

Activité des oiseaux :
La fréquence du chant, et donc l'activité des oiseaux, est un élément clé de la probabilité de détection des espèces. Les oiseaux sont indépendant les uns des autres, certains sont plus bruyants que d'autres. Afin d'être en mesure de comparer des données dans le temps et dans l'espace, il est indispensable que le niveau d'ac-

...Fiche pratique n°4.A

tivité des espèces demeure sensiblement constant par rapport à la méthodologie de collecte des données. Or, chez les oiseaux, l'activité vocale des mâles, principal moyen d'observation, n'est pas constant tout au long de l'année (on observe généralement des pics de chant à des moments précis du cycle reproducteur : attraction du partenaire, période de fertilité de la femelle), ni même constante tout au long de la journée (espèces matinales, tardives, etc.). Cette activité dépend elle-même des conditions météorologiques.



Repris de BIBBY et al. (1992)

Biais dû aux espèces d'oiseaux

Selon l'activité des oiseaux, la densité obtenue par une méthode peut varier. Si un oiseau est très actif, il peut par exemple être enregistré plusieurs fois à un point ou transect d'observation. Les points contacts en particulier peuvent être plus révélateurs de l'activité des oiseaux que de la densité réelle.
L'heure du comptage doit donc être standardisée pour prendre en compte ces variations d'activité.

La saison :

La détectabilité des oiseaux nicheurs varie avec la saison (pic d'activité durant la période de nidification). La croissance de la végétation peut rapidement rendre les comptages plus difficiles en été.

Les conditions météorologiques :

Les conditions météorologiques qui déterminent les conditions d'écoute, le vent en particulier, influent sur le nombre d'individus contactés. Leur incidence sur les comptages sont négligeables s'ils sont mis en oeuvre dans des conditions optimales. De mauvaises conditions météorologiques affectent l'activité des oiseaux ainsi que le confort et l'acuité des observateurs.

- Couverture de neige.
- Humidité.
- Vent fort (> 11 km/h).
- Précipitations ou températures extrêmes.
- Présence de brouillard.

Par temps chaud l'activité matinale se termine souvent tôt.

Source : Birds Census techniques (BIBBY et al., 1992).

Repris de BIBBY et al. (1992)

Biais dû aux conditions météorologiques.

Au niveau national
Programme STOC

Mis en place au niveau national en 1989 et coordonné par des chercheurs du Centre de Recherche sur la Biologie des Populations d'Oiseaux (CRBPO) du Muséum National d'Histoire Naturelle, ce programme permet d'étudier l'évolution des populations d'oiseaux dans les grands types d'habitats en France. Les espèces cibles de ce programme sont toutes les espèces communes à large répartition en France, quel que soit le type de milieu, terrestre de plaine, où elles évoluent. Ce sont en grande partie des passereaux. L'objectif de ce programme STOC est d'être capable de mettre en évidence avec 95 % de chances sur 100 au moins, une variation de l'ordre de 25 % à la hausse ou à la baisse, du niveau des effectifs des populations nicheuses d'oiseaux en France sur une période de 10 ans. Cette durée constitue une limite inférieure pour l'emploi de méthodes statistiques adéquates.

Pour la première fois en France, une estimation quantitative des variations d'effectifs des populations de 89 espèces d'oiseaux communs est fournie sur la période 1989-2001 (13 ans).

Le programme porte aussi bien sur la méthode des points d'écoute des chants que sur celle de la capture. Il constitue, à l'échelle du pays, un outil unique d'évaluation des variations du niveau d'abondance des espèces d'oiseaux communs, notamment les passereaux (YEATMAN-BERTHELOT *et al.*, 1994).

Les données sont récoltées selon deux modalités :

- Par dénombrement d'oiseaux en période de reproduction sur des points de comptage standardisé répété sur plusieurs années. Ces opérations de comptage se font par « points d'écoute » (voir Fiche méthode n°4.9). Ainsi, 2 750 « points d'écoute » sur 6 années de comptage en moyenne par point d'écoute ont totalisé 245 000 individus. Ces comptages effectués par des centaines de volontaires et des associations ornithologiques ont principalement eu lieu dans le Nord-Pas-de-Calais, la Normandie, l'Auvergne et le Languedoc-Roussillon.
- Par capture et baguage d'oiseaux sur des sites témoins (programme STOC-Capture) : 53 sites sur 5 années d'étude en moyenne par site pour un total de 42 000 individus bagués surtout dans la moitié nord du pays. La méthode, basée sur le marquage des oiseaux en période de reproduction concerne principalement les passereaux. Elle n'est pas à favoriser dans les réserves naturelles. Le baguage des oiseaux a lieu au printemps, en mai et en juin. Toutes les espèces sont baguées près du filet avec des bagues réservées au STOC et relâchés immédiatement. Il est interdit de mesurer ou de peser les oiseaux. Les filets, prêtés par le CRBPO, ont tous la même longueur (12 m). Un point d'écoute par station est effectué, préalablement à chaque opération de capture.

Réseau Anatidés et Foulque macroule (ONC), réseau oiseaux d'eau

Depuis 1985, l'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage (ONCFS) coordonne au niveau national un réseau d'observateurs chargés de recueillir des données sur les anatidés et la Foulque macroule. Une des enquêtes menées par ce réseau consiste à dénombrer ces espèces pendant l'hivernage sur les sites favorables. Les objectifs de cette enquête sont de plusieurs natures :

- Estimer le nombre d'individus des principales espèces de canards et foulques hivernant en France.
- Décrire les sites accueillant des effectifs hivernants importants pour ces espèces.
- Mettre en évidence des tendances évolutives des effectifs hivernants afin de déceler d'éventuels changements de comportement des populations étudiées.

Le réseau « Oiseaux d'eau - Zones humides » collecte les données sur l'hivernage des canards et des foulques sur un échantillon de sites majeurs et produit des synthèses régionales. Une collaboration est en cours avec l'Institut français de l'environnement (IFEN) dans le cadre de l'Observatoire national des zones humides.

Dénombrement hivernaux d'anatidés et de foulques macroules
Le protocole ONC consiste à dénombrer, chaque année, les anatidés et les foulques autour du 15 de chaque mois, de novembre à mars inclus. Les comptages sont réalisés de jour, presque toujours à partir des rives, au moment où la majorité des oiseaux est concentrée sur les zones d'eau libre.
Source : FOUQUE et al. (1999)

Surveillance des aires de nidification de rapaces

Cette action menée par le FIR (Fonds d'Intervention pour les Rapaces) de la LPO depuis plus de quinze ans mobilise chaque année environ mille bénévoles.
☞ Missionfir@lpo-birdlife.asso.fr

Inventaire des rapaces nicheurs diurnes de France.

Les objectifs de ce programme qui a débuté en 1999 et dont l'opérateur est le MNHN/CRBPO (Centre de Recherche sur la Biologie des Populations d'Oiseaux) sont de :

Fonctionnement : Chaque association régionale désigne un responsable qui est le correspondant unique du coordinateur national. Une seule personne est responsable d'une carte donnée, quel que soit le nombre d'intervenants et il en communique les résultats sous forme d'un formulaire à son responsable régional.

Pour toutes vos recherches sur les oiseaux, consultez l'annuaire ornitho sur internet :
http://www.mylinea.com/lpoca/associations_ornithologiques/3_autres_associations_ornithologiques_français/
Autres adresses :
Site de la LPO :
www.lpo-birdlife.asso.fr/études
Site du CRBPO :
www.mnhn.fr/mnhn/meo/crbpo
Publications en ligne sur la bio-géographie des oiseaux de France :
www.biol.ucl.ac.be/ecol/bof

Pourquoi des comptages à l'échelle internationale ?
Les populations d'oiseaux d'eau sont très mobiles, et les effectifs comptés sur un site peuvent fortement varier d'une année à l'autre, sans pour autant que les populations globales (par exemple, de Méditerranée, ou d'Europe) n'aient changé. D'où la nécessité de comptages coordonnés, à très grande échelle (continentale), pour suivre l'état de santé réel de chaque population.

- Obtenir une fourchette d'estimation chiffrée, aussi précise que possible, région par région, de l'effectif nicheur de toutes les espèces de rapaces diurnes nicheurs en France métropolitaine.
- Préciser ainsi la répartition des rapaces en France avec, par région, des densités moyennes (globales et par habitats).
- Evaluer l'évolution numérique des populations nicheuses depuis 1982 et les tendances actuelles à l'échelle nationale et régionale.
- Mettre en relation les effectifs et les tendances ainsi obtenus avec quelques grands indicateurs de la structure des paysages, des aménagements, des menaces particulières ou des mesures de conservation, afin de suggérer les causes possibles des tendances constatées et de souligner ainsi des voies de recherche ou des orientations de conservation à développer.

☞ *Pour en savoir plus : Jean SERIOT (Coordinateur national, assisté par un comité de pilotage et des coordinateurs régionaux)*
jean.seriot@lpo.fr ou lpo@lpo.fr

Programme Life Oiseaux de la façade atlantique

L'objectif de ce projet (Bretagne Vivante - SEPNB) est d'assurer la préservation de sites favorables à la migration, la reproduction et l'hivernage des oiseaux d'eau le long de la voie de migration de la façade atlantique européenne.
☞ reserves@bretagne.vivante.assos.fr

Observatoire des Galliformes de Montagne (O.G.M.)

L'Observatoire des Galliformes de Montagne coordonne les programmes de suivi et de collecte des données sur ces espèces dans les Alpes et les Pyrénées.
☞ http://www.oncfs.gouv.fr/recherch

Groupe Tétras Vosges

Le Grand Tétras est une espèce indicatrice de milieu forestier à structure très diversifiée, qui fait l'objet d'un suivi pluriannuel de la part de naturalistes regroupés au sein de l'association Groupe Tétras Vosges. La commission technique de ce groupe a mis au point des méthodes de suivi en période hivernale, estivale et en période de reproduction. Des coordinateurs locaux sont chargés du recueil des données.
☞ www.groupetetrasvosges.free.fr

Programme Life Butor

Les objectifs de ce projet consistent à enrayer le déclin du butor et de deux espèces associées, le Héron pourpré et le Blongios nain.
☞ http://www.lpo.fr/etudes/life_nature/life_butor.htm

Il existe d'autres programmes, la liste présentée ici n'est pas exhaustive : programme Cigogne noire (LPO), programmes de recherche sur les Grands Oiseaux (RNF/LPO/CNRS), inventaire des héronnières de France, etc...

Au niveau international

Wetlands International (ex BIROE)

Parmi les réseaux de suivis internationaux, on citera les Dénombrements Internationaux d'Oiseaux d'Eau (DIOE) qui ont lieu depuis les années 50 et sont coordonnés depuis 1967 par Wetlands International (anciennement nommé BIROE ou IWRB). Il s'agit de recensements des populations d'oiseaux d'eau sur plusieurs continents (Europe, Afrique et Asie), en particulier en région méditerranéenne. Toutes les espèces d'oiseaux d'eau sont prises en compte dans les DIOE : canards, foulques, hérons, flamants, pélicans, limicoles...
Les dénombrements internationaux ne peuvent pas couvrir la totalité des zones humides d'un continent. Aussi, depuis 1995, seule une sélection de sites pour chaque pays, identique d'année en année (et dite « liste réduite »), est utilisée par Wetlands International pour son travail de surveillance internationale (165 sites environ pour la France). Cette liste a été établie à partir de données sur plus de 1 300 sites français, comptés entre 1967 et 1992. Elle comprend notamment tous les sites les plus importants : effectifs habituels élevés, refuges importants en cas de vague de froid...
☞ Base de données nationale gérée par la LPO.
www.lpo.fr/etudes/wetlands/index.htm
Pour savoir si un site français en fait partie contacter la LPO .

4.2. Choisir une méthode d'étude des oiseaux en fonction des objectifs

4.A EVALUER LA RICHESSE SPECFIFIQUE : INVENTAIRE QUALITATIF

L'inventaire des oiseaux utilise des méthodes directes d'observation des individus ou, parfois, de leurs traces. Certaines espèces sont facilement observables à vue (comme la plupart des anatidés), d'autres dont repérables par leur chant (la plupart des passereaux). Avant l'application d'une méthode il convient de tenir compte de tous les critères permettant de déceler la présence des individus : chants, cris, plumes, déjections...

De la seule observation visuelle sur le terrain l'observateur ne pourra dégager qu'un inventaire partiel de l'avifaune, sauf dans des cas particuliers de milieu ouvert et relativement homogène (cas des réserves estuariennes par exemple...). Il devra la plupart du temps compléter par d'autres méthodes d'observation : l'ouïe, les traces.

4A1 INVENTAIRE D'OISEAUX FACILEMENT OBSERVABLES

4A1.1. Recherche à la jumelle ou à la longue vue

La plupart des espèces de grande taille (exceptées les espèces discrètes comme les Gallinacés) sont observables directement sur le terrain et de ce fait sont facilement inventoriées.
Les observations visuelles sont particulièrement adaptées à l'inventaire des oiseaux utilisant les vastes étendues comme les estuaires (limicoles, anatidés) ou les plans d'eau (anatidés), des oiseaux fabriquant de grands nids au sol ou sur les parois des falaises (aires de nidification de rapaces ou de hérons) ou pour des espèces qui se regroupent en colonies sur des dortoirs dans les arbres (hérons, ardéidés...). Certains de ces nids ou dortoirs sont visibles à partir de photographies aériennes réalisées à basse altitude (voir aussi suivi aérien page 134). On peut aussi observer les oiseaux migrateurs en vol (grues cendrées...).

SEPANSO

L'observation visuelle cible principalement les lieux de repos, de nourrissage ou de nidification des oiseaux. La longue vue est alors souvent utilisée.

> *LE MATERIEL D'OBSERVATION*
> *Eviter les jumelles avec zoom : mauvaise définition, mauvais contraste, fragilité. Eviter aussi les petites jumelles, type 8x23 ou10x25 qui ne permettent pas d'observation prolongée et sont très peu lumineuses. Pour l'ornithologie, les valeurs 8x40, 10x42 ou 10x50 paraissent optimales. Avec un trop fort grossissement (au-delà de x10) : les petits mouvements de l'observateur sont augmentés en proportion directe de celui-ci, une vision stable devient impossible sans support.*
> *Pour les longues-vues, chaque marque propose différents oculaires fixes. Un bon choix pour l'observateur ornithologique peut être un zoom 30 x grand angle. A ce grossissement, l'image restituée est très bonne et le champ de vision très grand : à peu près 40 m à une distance de 1000 m.*

4A2 INVENTAIRE D'OISEAUX DIFFICILEMENT OBSERVABLES

Certains oiseaux ne peuvent être recensés par des techniques d'observations classiques soit parce qu'ils sont petits et se dissimulent facilement dans la végétation (passereaux par exemple), soit parce qu'ils sont discrets (Gallinacés par exemple). D'autres moyens doivent alors être mis en œuvre pour valider leur présence dans la réserve naturelle (recherche d'indices de présence et écoute du chant notamment).

J. TROTIGNON

Cartographie des contacts avec le Butor par la technique de la repasse dans la RNN de Chérine

4A2.1. Détermination par le chant, utilisation de la repasse

La plupart des oiseaux non reconnaissables ou non observables directement peuvent être déterminés par leur chant. C'est le cas de la plupart des passereaux. Les écoutes ont lieu de jour ou de nuit, selon le mode de vie des espèces, selon un plan d'échantillonnage défini. La méthode consiste à parcourir un transect ou rester à un point fixe (voir plus loin page 136).

Certaines espèces sont relativement discrètes et sont même susceptibles de rester muettes lors de la visite d'un site de nidification. Lorsque l'espèce recherchée ne se manifeste pas, on recommande alors de provoquer la réaction de l'oiseau ciblé

en diffusant son chant. Cette pratique nommée « repasse » permet, dans le cadre d'enquêtes et d'inventaires scientifiques, d'obtenir des résultats dans un laps de temps plus bref, ou des contacts plus nombreux que par simple observation. Ce sera souvent nécessaire avec les butors, les chouettes et les pics. Ces oiseaux sont souvent plus faciles à entendre qu'à observer et les nids sont difficiles à localiser. Sans raison particulière, la repasse est à proscrire. En effet, cette dernière provoque un dérangement de l'oiseau concerné en lui faisant croire à l'arrivée d'un intrus sur son territoire. Il est impératif de stopper le magnétophone à la première réaction et, dans tous les cas, de ne pas « insister ».

Pour une étude réalisée sur la caille des blés (MUR, 1994), le temps de repasse équivaut à 2 minutes d'émission-réception se décomposant en 3 séries consécutives de cris d'appel femelle d'une durée unitaire d'environ 10 secondes séparées de blanc de 5 secondes. Toutes les 30 secondes une série de cris d'appel femelle est émise au cours de 5 reprises suivie d'un temps d'attente de 6 minutes (durée totale d'émission-réception de 8 minutes environ).

UTILISATION DE MATERIEL AUDIOVISUEL

L'identification des oiseaux par leur chant n'est pas chose aisée. L'emploi de cassettes ou de CD s'avère alors fort utile. Toutefois, rien ne remplace l'écoute d'un oiseau sur le terrain, à condition évidemment de savoir l'identifier. En fait, le CD (ou la cassette), aussi exhaustifs soient-ils, ne retracent pas l'ensemble des variantes dans le chant ou les cris. Voici une sélection de langue française :

- *DEROUSSEN F. , Chants d'oiseaux, Nashvert Production (CD oiseaux de France), 1993 ;*
- *Oiseaux des jardins de France, Nashvert Production (CD/K7), 1995 ;*
- *PERNIN D. J., Chants et cris des oiseaux d'Europe, Delachaux et Niestlé (le répertoire des 100 espèces les plus communes, CD/K7);*
- *ROCHÉ J.C. Tous les oiseaux d'Europe, Sittelle,1996, (Coffret 4 CD, 396 espèces, environ 5 heures d'écoute).*

On pourra également se procurer l'ouvrage d'André BOSSUS et François CHARRON intitulé « Le chant des oiseaux » aux éditions Sang de la terre, 1998 ; ainsi qu'un Cahier du CORIF sur les « Chants d'oiseaux et communication acoustique » pour mieux comprendre le fonctionnement et l'importance du chant chez les oiseaux.

4A2.2. Recherche d'indices de présence

Les indices de présence comme les fientes, les traces de pas, donnent de précieuses indications sur les espèces fréquentant un site, notamment en période de neige, et permettent de cartographier leur répartition. La recherche d'indices est particulièrement employée pour les Gallinacés.

Si certains indices fournissent des indications précises sur l'occupation de l'espace par les oiseaux : nids, œufs, restes de repas, pelotes de rejection, etc., il ne s'agit là que d'une méthode complémentaire aux observations ne pouvant être utilisée seule. Des indices de présence tels que les nids peuvent confirmer la présence de l'espèce sur le site, à condition que celui-ci ait été construit dans l'année. La présence de plumes n'est pas une preuve suffisante de la présence effective d'une espèce sur un site. Pour certains oiseaux occupant des arbres, on pourra s'intéresser à rechercher les cavités (pics, Chouette chevêche ...).

DOUBS NATURE ENVIRONNEMENT

La détermination de l'espèce à partir des œufs est possible, en se référant à des guides. On identifie les espèces par l'aspect des œufs (taille, forme et pigmentation).

Recherche d'indices de présence pour le Grand Tétras

Le Grand Tétras est un oiseau discret, c'est pourquoi les indices de présence sont le plus souvent les seuls moyens de confirmer sa présence : crottes, plumes tombées lors de la mue, « dégâts » sur les végétaux et empreintes dans la boue ou dans la neige.

Le Grand Tétras vit dans les arbres dès que la neige recouvre le sol. L'hiver est donc l'époque où l'on a le plus de chance de rencontrer des indices grâce à la présence de neige qui facilite la recherche. Par exemple, les crottiers sous les perchoirs sont bien visibles dans la neige (MOREAU, 1996).

Les fientes sont souvent les seuls indices disponibles. Elles ponctuent le trajet de façon très précise : en moyenne l'intestin émet une crotte toutes les 10 à 15 mn de jour comme de nuit. Ainsi un perchoir nocturne compte une soixantaine de crottes cylindriques.

Il est conseillé d'attendre environ une semaine après la dernière chute de neige pour se rendre sur le terrain. C'est souvent au printemps au moment de la fonte des neiges que les conditions sont les plus favorables. Une période de pluie ne gêne en rien l'observation et fait même ressortir les fientes en les diluant sur la neige. C'est à cette époque aussi que les tétras descendent au sol et que leurs pas marquent facilement sur la neige fondante.

Source : d'après MOREAU (1996) et ONCFS.

4B MESURER LES EFFECTIFS : INVENTAIRE QUANTITATIF

Un inventaire des oiseaux sans connaître leur densité ou leur statut biologique n'a pas très grand intérêt, c'est pourquoi l'étude des oiseaux ne se limite généralement pas à de simples observations mais utilise des méthodes plus complexes pour mesurer leurs effectifs et étudier leur phénologie. Les dénombrements d'oiseaux sont réalisés à la fois pour évaluer quantitativement chacune des espèces, pour suivre l'évolution des effectifs des populations et pour surveiller particulièrement les espèces en déclin. Ceci nécessite l'utilisation de méthodes précises de recensement de l'avifaune. Elles sont actuellement bien éprouvées et peuvent être classées en deux catégories :

Avec un effort de prospection, il est possible de recenser les effectifs de la plupart des espèces, exprimés par des indices d'abondance lorsqu'il n'est pas possible d'obtenir la densité absolue.

– LES MÉTHODES DE RECENSEMENT (ABSOLUES),
Les méthodes absolues visent à déterminer la composition spécifique totale d'un milieu de surface connue (la RN par exemple ou une surface échantillon) donc à obtenir théoriquement des valeurs précises des populations d'oiseaux en un lieu et à un moment donné. Les méthodes de référence les plus utilisées jusqu'à présent pour obtenir des densités absolues sont de deux types : captures et comptages directs d'oiseaux facilement observables. Elles sont davantage utilisées pour des espèces cibles. Il s'agit par exemple des estimations établies à partir de comptages ponctuels d'Outarde canepetière, de Râle des genêts, etc.

– LES MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE (RELATIVES)
Les méthodes relatives utilisées davantage à titre comparatif (d'un site à l'autre ou d'une année à l'autre) ont pour objectif de calculer des indices d'abondance. Elles sont donc généralement utilisées dans le cadre de suivi de la dynamique des populations (voir paragraphe 4D).
Pour quelques espèces, les méthodes classiques de comptage des populations d'oiseaux nicheurs telles que la cartographie des territoires, les points contacts ou les lignes transects n'ont pas particulièrement de succès (BIBBY *et al.*, 1992). Les raisons à cela sont les faibles densités de certains nicheurs (rapaces) ou un mode de nidification dissimulé (canards), d'écologie nocturne ou crépusculaire (hiboux), ou colonial ou semi-colonial (hérons...). Pour de tels oiseaux, d'autres méthodes ont été développées dont le but est de procurer un indice de la population nicheuse ou non nicheuse et ainsi faciliter les comparaisons de populations entre années et sites.

Comptage relatif
On effectue un échantillonnage pour les comptages lorsque les milieux sont trop vastes ou peu praticables. Attention : cela impose de bonnes connaissances scientifiques pour poser les hypothèses (oiseaux dispersés de façon aléatoire), pour choisir les sites d'échantillonnage (nombre, taille, localisation) et pour analyser les résultats (% d'erreur, signification des tendances).

4B1 DENOMBREMENT D'OISEAUX MARINS (Laridés, Sternidés...)

Les techniques de recensement des oiseaux marins varient selon le comportement de nidification des espèces. Il existe trois principaux schémas, chacun nécessitant des techniques différentes :
- nidification aérienne : goélands, fous de Bassan, sternes et cormorans,
- nidification souterraine (dans des terriers) : pétrels tempêtes et macareux,
- nidification sur les rochers, les falaises, les talus, les éboulis et dans les cavernes : fulmars, mouettes tridactyles et guillemots, petits pingouins.

La plupart des oiseaux marins sont coloniaux.

La mesure des effectifs nicheurs repose sur diverses méthodes d'échantillonnage. Les principales méthodes de mesures de l'abondance ou de la densité des oiseaux sont la localisation des mâles chanteurs au printemps par indices ponctuels d'abondance (IPA), la cartographie sur plans quadrillés, ou le dénombrement des oiseaux le long de transects sur une largeur définie (IKA). Ces méthodes sont décrites dans les fiches méthodes.

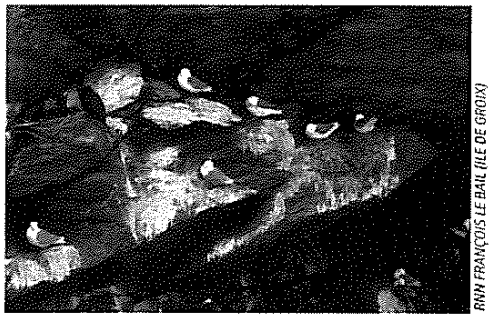
4B1.1. Dénombrement à vue

Les oiseaux marins qui nichent sur les rochers, les talus, les éboulis et dans les cavernes (guillemots à miroir, petits pingouins) sont particulièrement difficiles à recenser de façon précise. La méthode de recensement recommandée pour les guillemots à miroir consiste à compter les oiseaux qui sont en couple sur la mer, tôt les matins calmes.
Dans la majorité des cas, les comptages sont des estimations car une colonie d'oiseaux est souvent trop grande pour un comptage exhaustif. L'observateur estime le nombre d'oiseaux volants ou au sol en comptant les individus un par un ou par groupes.
Il faut savoir que même les comptages directs sont imprécis (animaux cachés, erreur de comptage...).

Il est conseillé de compter les oiseaux par paquets (3, 5, 10, 50, 100 selon la taille des rassemblements). Le comptage de la population peut être réalisé de façon plus rapide après un entraînement à l'aide de photos représentant un groupe d'oiseaux dont le nombre est connu.

Pour obtenir le nombre de nicheurs, le nombre de nids doit être multiplié par deux.

La présence des oiseaux aux colonies de nidification peut être influencée de façon significative par les conditions météorologiques. La température, les précipitations, la force et la direction du vent ainsi que la visibilité doivent tous être notés au moment du comptage afin de corriger ces sources de variation.


RNN FRANÇOIS LE BAIL (ILE DE GROIX)

Il faut demeurer à distance des oiseaux et tenter de se camoufler afin de ne pas provoquer l'envolée soudaine de tous les membres de la colonie.

Habituellement, il y a plus de nids que de couples dans le nid, ainsi le comptage seul des nids ne donne pas une bonne estimation de la taille de la population.

Estimation du nombre d'individus dans une colonie
Si le comptage est effectué sur un petit groupe, on multiplie le chiffre obtenu par le nombre de groupes supposés être présents dans la colonie. Selon l'expérience, la marge d'erreur des comptages visuels peut être supérieur à 80 %. De telles estimations devraient être faites quand les oiseaux sont peu actifs, quand ils se reposent au milieu de la journée.
Dès que les groupes dépassent la centaine d'individus, le comptage devient difficile et est sous-estimé. Avec des heures de terrain on arrive à une assez bonne fiabilité des résultats.

Pour des espèces associées à des colonies d'oiseaux marins, comme le sont généralement la Sterne caspienne et la Sterne de Dougall, il s'agira de dénombrer les adultes observés ou entendus lorsqu'ils sont au repos, en alimentation ou au nid, en se maintenant à distance de la colonie.
Pour les fulmars boréal dont la présence aux corniches de nidification varie de façon irrégulière sur plusieurs jours et sur de vastes étendues, des comptages uniques des oiseaux sur les corniches sont peu fiables. La méthode recommandée est de compter tous les sites de nidification apparemment occupés dans la colonie, ou dans des parcelles échantillons, tous les jours sur une période de 3 à 7 jours consécutifs en mi-journée, où la présence tend à être à son plus haut niveau, ainsi qu'au milieu de la période d'incubation.

Phase du cycle de reproduction :
Les recensements des oiseaux nicheurs se déroulent généralement durant le milieu et la deuxième moitié de la période d'incubation. Toutefois, puisque le moment de reproduction peut varier selon les conditions du milieu, il est important de noter le stade du cycle de reproduction des espèces au moment du recensement, en notant le contenu d'un échantillon de nids.

4B1.2. Comptage des nids sur les rochers ou les falaises

Le comptage direct des nids au sol est utilisé pour des espèces comme les sternes (Sternidés) et ou les goélands (Laridés). Les nids et leur contenu (adultes, œufs et poussins présents) sont comptés consciencieusement (DAVIS, 1982). Pour de petites colonies d'oiseaux marins (<2000 couples), on effectue des comptages de tous les nids alors que dans les plus grandes colonies on effectue un comptage par échantillonnage le long de transects ou dans des quadrats matérialisés au sol et délimités sur des cartes. Les résultats seront extrapolés de façon multiplicative. Une marque visible peut être laissée près d'un nid déjà compté pour éviter les doubles comptages. Il est possible de localiser les nids sur une photographie aérienne (ou une copie de celle-ci).
S'il s'agit d'une colonie, chaque aire de répartition de celle-ci doit être visitée. Mais un plan d'échantillonnage peut être employé quand la colonie est trop grande pour effectuer comptage direct de tous les nids en divisant par exemple la colonie en types d'habitats avec des densités équivalentes de nids. Ensuite, les nids sont comptés dans une portion de chaque type d'habitat et on extrapole ensuite à la surface totale pour obtenir la taille entière de la colonie. L'observateur compte par exemple les nids à 2 m de part et d'autre d'un transect.
Il est préférable de réaliser plusieurs comptages de nids durant la saison, mais un seul comptage peut suffire s'il est fait au cours du pic de présence des individus.
On pourra aussi enregistrer la structure des nids, l'habitat, l'environnement, ...
Des comptages de nids répliqués par différents observateurs ont habituellement une marge d'erreur de 5 %.

Estimation du nombre de nids dans une aire de nidification :
Nombre total de nids dans les quadrats = 84. Total de mètres carrés échantillonnés = 6 250 m². Aire totale de nidification = 39 550 m².
Nombre total de nids = 532.

Pour les oiseaux nichant sur les falaises (fulmars, mouettes tridactyles et guillemots), les nids ne doivent pas être confondus avec des sites de repos blanchis par les fientes. Les mouettes tridactyles construisent leur nid bien en vue sur des escarpements et il est donc relativement facile d'en faire le recensement, à condition que l'escarpement soit bien visible. Le milieu et la dernière moitié de la période d'incubation sont les meilleures périodes pour effectuer le recensement.

4B1.3. Examen des terriers (comptage systématique)

Compter les espèces qui nichent dans les terriers (pétrels tempêtes et macareux) prend beaucoup de temps. L'observateur procède à un examen détaillé des terriers potentiellement occupés à l'intérieur de quadrats ou de transects. Les transects contenant des quadrats devraient être alignés de façon perpendiculaire à la côte (HARRIS *et al.*, 1981, SAVARD *et al.*, 1985). Chaque terrier trouvé est alors noté comme occupé ou inoccupé. Les signes d'occupation sont la présence d'un œuf (ou d'une coquille d'œuf), d'un oisillon, de matériel pour le nid ou d'aliments tombés. Des signes comme des raclages au sol, des traces de défécation indiquent que le terrier a été pénétré, mais ne sont pas fiables pour confirmer une nidification (les oiseaux non nicheurs peuvent laisser de telles traces). Il est possible de marquer les terriers pour un suivi.

4B1.4. Comptages photographiques aériens

Pour les oiseaux marins à nidification aérienne nichant en colonie sur les falaises abruptes (goélands, fous de Bassan, sternes et cormorans), on recommandera des comptages aériens. Pour certaines espèces (les sternes notamment), ces comptages peuvent être une alternative au comptage des nids au sol.
Ils sont généralement effectués à partir d'engins volant à basse altitude (ULM). Cette technique permet de compter soit les individus, soit leurs nids. L'utilisation d'un ULM permet notamment de réaliser des photographies aériennes de la zone occupée par les nids, qui pourront être exploitées pour estimer le nombre total d'individus à partir d'un échantillon (la ligne matérialisant le vol peut être considérée comme un transect échantillon).
Compte tenu du coût de ces méthodes et des modalités de leur mise en œuvre, elles sont réservées à des études particulières, souvent en relation avec des laboratoires de recherche et ciblent généralement une espèce. Elles sont peu adaptées à un espace tel qu'une réserve naturelle (interdiction de survol du site...), mais dans des cas particuliers elles sont quasiment la seule méthode de recencement de la population.

Les estimations sont généralement faites au niveau du sol. Elles peuvent être améliorées par des photographies aériennes. Des recensements sont également possibles par avion directement.
Cette méthode exige un compromis entre précision du comptage et respect de la tranquillité des oiseaux pour les hauteurs de vol (et le respect de la réglementation de la réserve naturelle). Cependant, le comptage aérien peut éviter le dérangement occasionné par les comptages des nids au sol.

4B2 DENOMBREMENT D'OISEAUX D'EAU

4B2.1. Comptage à vue sur de vastes espaces

Les comptages à vue sont particulièrement adaptés au comptage des oiseaux d'eau, migrateurs ou hivernants (ex : anatidés, limicoles, grues cendrées) facilement observables puisque souvent rassemblés sur des espaces de grande étendue. Ce comptage peut être réalisé de façon directe lorsque les oiseaux sont peu nombreux ou par comptage sur une partie de la surface à recenser. Si la répartition des oiseaux est homogène, il est possible d'estimer la population exacte présente sur le milieu. La méthode peut s'appliquer à des regroupements pluri-spécifiques surtout si chaque espèce forme des groupes aisément détectables. Pour le gestionnaire d'un site de taille relativement limitée (quelques centaines, voire milliers d'hectares), un comptage exhaustif absolu est habituellement possible.
Dans certains cas, des longues-vues peuvent être utilisées pour estimer de manière assez fine le nombre d'individus d'une population dont les individus se déplacent peu. On choisira en particulier des points élevés (digues, tours d'observation) pour obtenir une meilleure perspective.

Le suivi des colonies utilise les techniques de dénombrement :
– par comptage visuel direct, à partir d'un bateau ou à pied,
– par des suivis des nids ou dortoirs,
– par baguage.
Si les surfaces occupées ou les effectifs sont trop importants, on réalise un échantillonnage à l'aide de transects.

4B2.2. Comptage à vue autour d'un plan d'eau

Il s'agit de se rendre discrètement aux abords de l'étang ou même de demeurer à distance dans un endroit dégagé et de scruter la surface du plan d'eau libre. En l'absence apparente de l'espèce, il est préférable de se camoufler et de patienter au moins une quinzaine de minutes. Pour une meilleure couverture des plans d'eau, on peut faire le tour de sa périphérie en marchant. Dans les espaces de grande surface ou avec une végétation importante, deux observateurs peuvent marcher en direction opposée autour du bassin, ce qui permet de comparer les informations recueillies et éliminer les doubles comptages (JOHNSON, 1996). Si les oiseaux se déplacent pendant la période de recueil des données, leur vol doit être suivi afin de savoir où ils atterrissent et éviter de les compter à nouveau sur un autre plan d'eau.

☞ Consulter aussi : www.ornithomedia.com/pratique/conseils/conseil_art19_2.htm

<u>Dénombrements hivernaux</u>
L'effort de prospection sur le terrain est beaucoup plus important au moment du pic de l'hivernage, en décembre et en janvier.

R. DAPOT

Pour certains oiseaux d'eau comme les grèbes huppés, il est préférable d'effectuer les comptages depuis le rivage et sur des petits plans d'eau isolés.
Il faut surveiller le dos des adultes car les poussins y sont portés durant une dizaine de jours après l'éclosion. On doit porter une attention particulière aux grands étangs puisqu'il peut y avoir plus d'un couple qui s'y reproduisent.

Fiche pratique n°4.B

Suivi d'une population d'oiseaux d'eau coloniaux

La plupart des oiseaux d'eau coloniaux peuvent être facilement surveillés par observation et dénombrement sur les plans d'eau ou sur les plages ou par le suivi des nids (aires). Ils comprennent : Laridés (mouettes et goélands), sternes, guifettes, hérons et aigrettes, certains limicoles (avocettes et échasses...), flamants, cigognes, spatules, cormorans.

Que faire avant d'engager le suivi ?

Un travail préparatoire est nécessaire :
- Description de la zone d'étude. Localisation des colonies sur carte au 1/10000e.
- Description de la colonie : nom de la colonie, localisation, statut du site (réservé, privé...), pente, orientation, couverture végétale, localisation des points de dénombrement. Prendre des photos, noter les accès.

Quelle méthode utiliser ?

Un groupe d'oiseaux n'implique pas automatiquement une méthode de dénombrement particulière. Le choix d'une méthode dépend de la taille de la colonie, de l'accessibilité du site, de la topographie.

Quels paramètres mesurer ?

Exemple de données à recueillir et de paramètres à mesurer pour le suivi d'une colonie d'oiseaux. Dans l'ordre chronologique, on peut suivre :
- Espèces présentes si la colonie est plurispécifique.
- Effectifs pour détecter les tendances à long terme.
- Nombre de colonies sur les sites.
- Date d'apparition, pic d'intallation de colonie, décade moyenne et écart-type d'installation pour obtenir la chronologie de la reproduction.
- Le comportement des individus (fabrication de nids).
- Nombre de couples pour obtenir la taille des colonies .
- Nombre de nids par espèce (= reproducteurs), le nombre d'œufs par nids (= taille des pontes).
- Nombre de poussins produits et survivants, enfin le nombre de jeunes à l'envol pour mesurer le succès de reproduction.
- Saturation en sites de reproduction.

Source : DEHORTER et al. (2000).

La Sterne caspienne est de forte taille et se voit d'assez loin. Il faut toutefois être attentif pour repérer l'espèce parmi une colonie de lari

Quelles précautions prendre pour ne pas déranger la colonie ?

La phase d'installation des reproducteurs et la couvaison sont les périodes les plus sensibles, pendant lesquelles tout dérangement doit être évité. Faire donc attention à ne pas perturber la colonie lors de son installation, car elle peut alors l'abandonner à tout moment. En règle générale, un recensement durant l'incubation, juste avant les premières éclosions, est la période idéale pour les comptages (dérangement minimum et effectifs maximaux). Toutefois, certains individus peuvent se reproduire plus tardivement que d'autres. Sur les colonies plurispécifiques, les dates d'incubation des différentes espèces sont différentes (asynchronisme). L'observateur doit s'organiser pour ne pas perturber les espèces tardives lors d'un suivi d'espèces précoces, et organiser plusieurs visites en respectant des dates d'installation de chaque espèce.

Le dérangement humain (une seule personne suffit) peut entraîner l'abandon de la colonie. Aussi le suivi d'une colonie implique de prendre des précautions extrêmes pour ne pas perturber les oiseaux. Ce n'est pas forcément le nombre de personnes qui est en cause, mais la durée et l'intensité du dérangement.

L'aire de répartition des Fous de Bassan dans la RNN des Sept Iles peut être cartographiée à l'aide de photographies aériennes prises depuis un U.L.M.

Les comptages aériens

Le vol de l'appareil cible des secteurs identifiés par le gestionnaire (échantillonnage systématique sur une localisation particulière comme un lac, une île, un estuaire...). Il peut suivre éventuellement un transect. si le site n'est pas trop grand, il est possible de réaliser un survol de la totalité de l'espace. L'altitude devra être maintenue constante pour garder la même échelle (ULM avec un altimètre) et réaliser des comparaisons photographiques. On peut compter une partie des nids ou des individus de la colonie pour un secteur échantillon, mesurer l'aire totale de répartition des nids, puis extrapoler le comptage partiel à la colonie entière.

Les comptages d'individus et de nids peuvent également être effectués en barque pour les espèces vivant en bordure de rivière ou sur un itinéraire échantillon le long du rivage d'un grand plan d'eau (Foulque macroule et Grèbe huppé par exemple).
La technique de comptage décrite par DAVIS (1982), nécessite une couverture de tous les habitats potentiels et est basée sur le comptage exhaustif des adultes en juin, quand la plupart des oiseaux nicheurs résident dans leurs sites et quand les mouvements des non nicheurs sont minimaux. Aussi, pour limiter les risques de double comptage, il est conseillé de prospecter le plan d'eau dans une période la plus courte possible, idéalement un ou deux jours. Cette période peut être étendue si les ressources humaines sont limitées, mais seulement si la population d'oiseaux est relativement réduite (jusqu'à sept jours de part et d'autre de la date choisie au départ).

4B2.3. Comptage en vol

Les oiseaux d'eau peuvent être comptabilisés en vol (vols de canards notamment) lors de leur retour, généralement en fin de journée, sur leur aire de repos ou quand ils les quittent le matin.
L'observateur se fixe à un point d'observation préalablement défini et choisi pour obtenir une bonne visibilité. Il doit être sur le site au moment du pic de fréquentation de l'aire de repos, généralement une heure avant le coucher du soleil et y rester jusqu'à ce que le dernier oiseau retourne à son aire de repos. Les comptages effectués le soir procurent une meilleure visibilité et les périodes de vol sont plus étendues. Dans le cadre d'un suivi, les comptages doivent être conduits dans des conditions identiques. Deux observateurs peuvent être nécessaires dans des espaces de grande superficie. Le nombre de comptages peut être obtenu par un comptage sur chacune des aires de repos ou plusieurs comptages sur un nombre plus limité d'aires aires (par exemple 5 comptages sur 3 aires de repos correspondent à 15 comptages).

4B2.4. Comptage aux places de chant

Pour certains oiseaux d'eau difficiles à observer tel, les galinacés, le Râle d'eau, les marouettes, la Bécassine des marais, le Blongios nain (voir photo ci-contre), l'observateur effectue un ou deux points d'écoute en bordure des habitats de faible superficie. Pour bien couvrir les grandes étendues propices, on doit y effectuer des parcours parallèles ponctués d'arrêts. Les cuissardes ou les bottes imperméables sont nécessaires car l'habitat est humide. Généralement, les espèces sentant l'arrivée de l'observateur se camouflent au lieu de fuir. Ce dernier se doit d'être attentif, notamment au crépuscule, pour ne pas provoquer une envolée des adultes de râles d'eau ou de marouettes. Une lampe de poche peut donc être utile.

P. SABINE

Butor étoilé. Des berges du marais ou du plan d'eau, il faut balayer visuellement les zones de végétation émergentes, écouter et patienter. Lorsque l'habitat est vaste, on peut espacer les points d'écoute. Si après un certain temps, l'espèce ne se manifeste pas, on peut la provoquer en émettant son chant à partir d'une bande sonore. La réponse est habituellement courte et l'oiseau a tendance à s'approcher de l'observateur. Les individus à moins d'une cinquantaine de mètres peuvent alors répondre. Il faut prêter l'oreille pour essayer d'évaluer le nombre d'individus chanteurs, plusieurs couples peuvent occuper un habitat favorable.

4B3 DENOMBREMENT DE HERONS, CORMORANS, ...

Ces animaux se reproduisant en colonie (hérons cendrés, cormorans, corbeaux) ne sont pas couverts par les protocoles communs. Ils ont besoin de protocoles spécifiques. La méthode peut être le comptage aux dortoirs ou des nids (FROM *et al.*, 1997).

4B3.1. Dénombrement aux dortoirs

Le comptage des espèces se rassemblant en dortoirs est relativement aisé et fournit des données fiables. Les comptages sont effectués à la tombée de la nuit, en attendant que les oiseaux se soient tous perchés au dortoir pour dormir. La méthode s'applique aussi aux espèces dont la nidification est plus isolée : cigognes blanches et noires par exemple.

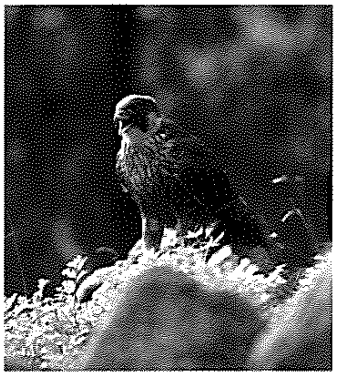
4B3.2. Comptage aérien ou photographique

Dans les réserves naturelles, certaines prises de vues à basse altitude, réalisées par exemple pour une cartographie précise de la végétation, peuvent fournir des informations sur la localisation de dortoirs.

Des moyens sophistiqués de recensement des dortoirs sont mis en œuvre par le CRBPO (MNHN) : thermographie aérienne, suivi permanent à grande distance par télémétrie, étude du comportement social à l'aide de la vidéo.

M. CHANTEREAU

Dortoir de cormorans, RNN St Pryvé st Mesmin
Les dénombrements aux dortoirs de cormorans (de -2h00 à + 30' après le coucher du soleil environ) sont la seule méthode d'inventaire valable hors nidification.



J. MARTIN

Nicheur solitaire, le Faucon pèlerin revient traditionnellement nicher sur certaines falaises, changeant généralement de corniche d'une année à l'autre. On doit examiner toutes les parois de son territoire de reproduction, qui peut s'étendre sur plusieurs kilomètres carrés. Pour éviter le dérangement, il faut demeurer à plus de 500 m du nid ou de la corniche occupée.

Méthode d'observation

La technique qui donne le plus de résultats consiste à balayer le ciel à l'aide de jumelles. L'observateur scrute l'horizon ou la ligne de tête des arbres de gauche à droite ou vice versa, puis de même en sens inverse, tout en effectuant de plus en plus haut les balayages.

L'observateur pourra porter attention aux gros cumulus, qui sont le résultat de courants chauds ascendants qui créent des colonnes d'air chaud, appréciées des rapaces, tels les buses, les aigles, etc.

Si vous localisez un oiseau, restez fixé sur lui, un deuxième peut souvent le rejoindre, ces oiseaux recherchent les mêmes courants ascendants.

Les corbeaux et les corneilles sont parfois révélateurs de la présence de rapaces (ils se mettent en vol quand des rapaces sont à proximité). Les corneilles deviennent bruyantes, les étourneaux, les oiseaux de rivage harcèlent les rapaces en vol.

Un groupe d'oiseaux effectuant un changement radical de cap est souvent le signe de la présence d'un rapace à proximité.

4B4 DENOMBREMENT DE RAPACES

4B4.1. Recherche d'oiseaux en vol

Pour les rapaces, les comptages se feront sur les aires de nourrissage ou de nidification, ou encore en ciblant les habitats potentiels.

Généralement les bonnes conditions d'observation se situent en milieu et fin de matinée et en fin d'après midi. Il arrive cependant que les rapaces, telles les buses, volent haut et sont de ce fait inobservables en certains endroits en fin de journée.

4B4.2. Recherche des nids

Pour compter tous les rapaces nicheurs d'une zone, on peut envisager de balayer visuellement l'horizon à la recherche d'oiseaux ou de nids et de chercher tous les nids construits et occupés durant la période de reproduction. Cette technique est la plus souvent utilisée pour les espèces grégaires dont la nidification isolée est connue (autours et éperviers) et de grande taille comme les vautours, les balbuzards, les aigles royal et de Bonelli. Le nid se repère parfois d'assez loin (cas du Pygargue à tête blanche). Il faut toutefois s'assurer que le nid est occupé. Il faut aussi éviter de procéder aux inventaires durant la période de ponte, d'incubation et au tout début de la période d'élevage des jeunes, le couple peut alors abandonner le nid. Il est donc préférable de demeurer à distance du nid. Des signes d'activités méritent d'être notés : la présence d'une traînée de guano sous le nid ou de plumes à un perchoir (cas des aigles).

Un même couple peut utiliser plusieurs nids en alternance d'une saison à l'autre et construire plusieurs nids dans une même année (2 ou 3 nids pour l'Aigle royal par exemple). Il faut donc visiter l'emplacement des nids connus ou tenter de suivre les adultes se dirigeant vers un autre nid utilisé sur le même territoire. Ceci peut se révéler difficile car les territoires sont parfois vastes, de sorte que l'adulte observé peut se situer jusqu'à 7 km du nid.

Les sites de certaines espèces sont parfois difficiles d'accès et certains d'entre eux ne sont accessibles que par la voie des airs. Il est possible de repérer une plate-forme de Pygargue ou d'Aigle royal en ULM. On obtient généralement assez de précision pour compter les nids individuellement. Les nids de busards sont par exemple facilement visibles dans les roselières.

DAVIS (1982) recommande aussi un suivi aérien des nids du Balbuzard pêcheur : les nids sont larges et placés au sommet d'un arbre.

4B4.3. Comptage au chant de rapaces nocturnes

Dès le début du printemps, l'activité des rapaces nocturnes s'intensifie. La saison de reproduction de ces oiseaux commence par des parades nuptiales : au crépuscule et la nuit, les mâles crient ou chantent, attirant une femelle et annonçant à leurs voisins qu'ils occupent un territoire. L'écoute vespérale et nocturne est alors une méthode efficace pour savoir quelles sont les espèces présentes dans un secteur. Le recensement des nichées (cri des jeunes) peut par la suite compléter cette première approche. La technique de la repasse (voir page 129) peut être utilisée mais elle ne doit pas être employée abusivement car elle peut perturber le comportement des oiseaux.

Voir Fiche méthode n°4.1

4B4.4. Visite des cavités

Il est possible d'effectuer des prospections de Chouette chevêche basées sur la visite des cavités et la recherche d'indices de présence (pelotes, fientes...). GESLIN (1994) signale que cela représente un travail fastidieux et coûteux en temps et qui ne donne que peu de résultats.

☞ Pour des informations sur les busards cendrés et St-Martin : www.lpo-anjou.org/publi/crex2/busards.html

4B5 DENOMBREMENT DE GALLINACES

4B5.1. Comptage par affût aux places de chant

La technique de comptage aux places de chant s'applique bien à certaines espèces et est particulièrement utilisée pour les tétraonidés qui chantent pour attirer les femelles. C'est une des méthodes les plus couramment utilisées en Europe, à la fois par

les professionnels et par les amateurs, pour le dénombrement des populations de Gallinacés. Le Tétras lyre se poste discrètement à proximité des arènes traditionnelles où les coqs, oiseaux polygames, paradent de façon très impressionnante pour s'attribuer la fécondation du plus grand nombre de poules. Répété deux fois dans les mêmes conditions, le comptage permet l'estimation minimale des mâles reproducteurs. Il est complété par l'observation des groupements de reproducteurs. L'effectif minimum de femelles sera estimé en multipliant le nombre moyen de femelles observées dans les harems par le nombre de coqs chanteurs.
Selon les conditions climatiques de la saison de dénombrement, mais aussi la latitude, la longitude et l'altitude des stations, les densités de mâles chanteurs seront fortement variables.
Le marquage de certains individus à l'aide de colliers émetteurs est couramment utilisé chez les Gallinacés pour l'étude du comportement vocal et/ou dans l'appréciation de la précision d'une technique de comptage au chant (MARCH *et al.*, 1980 ; PEPIN, 1983, SCHROEDER *et al.*, 1989 et NOVOA, 1990). Il s'applique simultanément à un dénombrement des individus cantonnés par la méthode des plans quadrillés, beaucoup plus laborieuse (voir pages n°138 et 141).

Pour les tétraonidés la méthode de comptage peut nécessiter l'utilisation d'un chien d'arrêt dressé spécialement à cet effet, l'objectif étant de lever les couvées, pour compter le nombre de poules et de poussins dans chaque zone de nidification. Ce type de comptage s'effectue en été.

Voir le site internet de l'observatoire des galliformes de montagne (voir page 128)

A savoir (d'après MUR, 1994) :
- *les mâles de beaucoup d'espèces d'oiseaux monogames cessent de chanter quand ils sont appariés. Les résultats recueillis sur la Caille des blés semblent indiquer qu'il existe, lorsque l'on utilise des cris d'appel de femelle préenregistrés, un recrutement sélectif en fonction du statut des mâles testés : 15 mâles célibataires sont contactés contre seulement 2 (13 %) en situation « semi-appariés ». Aucun de ces mêmes mâles ne répond lorsqu'ils sont appariés,*
- *les différentes espèces d'oiseaux présentent des modulations nycthémérales de la fréquence de leurs émissions. Il faut choisir les périodes d'écoute à bon escient pour mieux utiliser les chants comme indicateur de l'abondance des mâles chanteurs.*

Parade de Tétras-lyre dans la RNN des Hauts de Villaroger. Pas plus gros qu'une poule domestique, le Tétras-lyre se rencontre en limite supérieure de la forêt dans les landes à myrtilles et à rhododendrons où son domaine vital peut s'étendre sur près de 400 ha !

4B5.2. Comptage systématique par secteur, battue de comptage

Pour dénombrer les perdrix, les cailles ou encore les tétras, les comptages exhaustifs donnent de meilleurs résultats avec une couverture systématique des secteurs par groupe de cinq à dix personnes, marchant à une distance permettant d'observer tous les envols d'oiseaux. Ces comptages systématiques de type battues sont alors organisés en délimitant sur une carte des secteurs (ou un maillage) correspondant à la zone potentielle où se trouve l'espèce recherchée et en parcourant ces secteurs afin de compter tous les individus observés (ou les traces des individus). Ces méthodes de comptages ciblent généralement une seule espèce dont on veut obtenir un comptage exhaustif de la population.
Lors des prospections systématiques, la repasse peut être utilisée.
Les résultats des comptages peuvent être exprimés sous la forme d'un tableau.

4B6 DENOMBREMENT DE PASSEREAUX

4B6.1. Comptage à vue

Souvent trop petits pour être vus dans la végétation, les passereaux ne peuvent pas être dénombrés par des observations directes des individus sur le terrain. Pour des espèces dont les sites de nidification sont des milieux ouverts (la Pie-grièche par exemple), la présence de l'espèce est assez facile à déceler. Il faut balayer visuellement l'habitat potentiel à partir d'un ou deux postes d'observations stratégiques et examiner avec attention les différents perchoirs. Il est fortement recommandé de demeurer à distance de l'emplacement du nid.
Mais la plupart des dénombrements de passereaux nécessitent des méthodes de capture ou d'écoute selon un plan d'échantillonnage déterminé par le gestionnaire.

Expression de résultats pour le Grand Tétras *(Tetrao urogallus)*

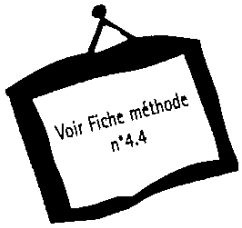
Surface comptée en Ha	780
Effectifs adultes	11 (4 coqs, 7 poules)
Densité adulte (nb/100 ha)	1,41
Effectifs juvéniles	3
Effectifs nichées	1
Effectif total	14
Densité totale (nb/100 ha)	1,8
Succès de la reproduction *	43%

** succès de la reproduction exprimé en nombre de jeunes par poule.*

4B6.2. Capture-baguage-recapture

N'utilisant pas l'observation visuelle, la capture est utilisée pour déterminer une abondance absolue des populations d'oiseaux pour des espèces ciblées. Elle concerne essentiellement les passereaux et nécessite de baguer les individus. Ces méthodes sont surtout utilisées pour du suivi scientifique, de la surveillance annuelle des populations présentes sur un espace, et quand on souhaite davantage

Dès lors que l'on souhaite convertir des indices relatifs d'abondance en résultats absolus tout en leur attribuant une signification précise, il est nécessaire de disposer de méthodes de références (marquage de certains individus).



Bon nombre d'auteurs s'accordent à dire que la méthode des plans quadrillés est de loin la plus sûre et la plus précise. BLONDEL (1965) rapporte que le pourcentage d'erreur dans la détection des individus réellement présents n'excède généralement pas 10 %.

RNF

Gorge bleue

d'informations sur les oiseaux (données écologiques, comportement) plus que pour un simple dénombrement. Elles concernent principalement le suivi des oiseaux migrateurs (phénologie...).

4B6.3. Méthode des plans quadrillés ou cartographie des territoires (densité absolue)

La méthode des plans quadrillés (dite aussi des quadrats, ou encore « mapping ») est largement utilisée pour estimer le nombre de couples de passereaux dans des territoires (voir page 141). D'après POUGH (1950), c'est une méthode d'échantillonnage recommandée car elle permet d'estimer de manière précise les effectifs des individus nicheurs d'une population (dénombrement des couples nicheurs sur une aire). C'est d'ailleurs la seule méthode qui le permette réellement et, en dehors des limites expliquées dans la Fiche méthode n°4.4, beaucoup considèrent qu'une cartographie des territoires réalisée avec attention est la méthode la plus pratique pour déterminer le nombre de nicheurs territoriaux présents sur un espace donné. Elle est la plus appropriée pour connaître précisément l'avifaune nicheuse car tous les contacts sont localisés sur un plan schématisé du site, ce qui permet ensuite de déterminer les cantonnements (dénombrer les cantons), territoires occupés par les mâles durant le printemps. Cette méthode est qualifiée d'absolue (POUGH, 1947 ; BLONDEL, 1965 ; MULLER, 1979 et 1985).
Elle peut être mise en œuvre pour dénombrer l'ensemble des oiseaux nichant sur une zone mais aussi pour une seule espèce. Dans le premier cas, il sera nécessaire de choisir un site de surface réduite car cette méthode demande un investissement de terrain important et ne peut être utilisée que sur des petites surfaces. Toutefois, elle a parfois été adaptée pour des dénombrements d'espèces à grand canton (pics, gallinacés, Coucou gris) et suppose des quadrats beaucoup plus vastes.

Gazon du Faite *(chaume pâturée)*	**Quadrats**			**IPA**
	d 9 Ha	**D / 10 Ha**	**R**	**Moyenne**
Pipit farlouse (*Anthus pratensis*)	6	6,67	86 %	6
Pipit des arbres (*Anthus trivialis*)	4,5	5,00	71 %	3
Accenteur mouchet (*Prunella modularis*)	2	2,22	71 %	2
Alouette des champs (*Alauda arvensis*)	2	2,22	43 %	1
Merle à plastron (*Turdus torquatus*)	-	-		0,5
Corneille noire (*Corvus corone*)	-	-		0,5
4 sp. nicheuses **Totaux....**	**14,5**	**16,11**	**67,75**	**13**

Densité des oiseaux nicheurs classés par ordre décroissant d'abondance en nombre de couples. RNN de Tanet Gazon du Faing

4B6.4. Echantillons par transect ou par point (densité relative)

Certaines méthodes qualifiées de relatives à une unité de temps (cas des points contacts) ou de distance (cas des lignes transects), permettent de se faire une idée de la population d'oiseaux présente sur la réserve naturelle. Ces méthodes, surtout utilisées pour le suivi de la dynamique des populations, sont décrites dans le chapitre 4D. Le comptage peut être effectué sur des transect en bandes (BRECKENRIDGE 1935, cité par LAMOTTE et BOURLIERE, 1969). La méthode consiste à parcourir un itinéraire en forme de rectangle, de longueur variable et à noter tous les oiseaux entendus et vus au cours de ce parcours. Cette méthode a le mérite d'être rapide puisque l'on couvre de grandes distances en peu de temps.
Selon une périodicité hebdomadaire, un indice d'abondance est obtenu par station par cumul du nombre total de mâles chanteurs différents contactés et localisés précisément, soit au cours du parcours aller (comparaisons inter-annuelles), soit sur la durée totale de l'écoute matinale (comparaisons intra-annuelles). Les valeurs ainsi établies peuvent alors s'exprimer par unité de distance ou par unité de temps et donner lieu aux indices kilométriques d'abondance (IKA) ou aux indices ponctuels d'abondance (IPA).
Les données ne permettent pas de mesurer directement la densité absolue des populations, celle-ci peut être estimée en appliquant une conversion constante dérivée directement de la donnée ou de recensement calibrés. L'intérêt de mettre des quadrats et des IPA en parallèle permet de calculer pour chaque espèce un coefficient de conversion de l'IPA en densité.
☞ *Voir Fiche Pratique page suivante*

Fiche pratique n°4.C

Coefficients de conversion d'un IPA en densité

Le calcul de l'abondance totale d'un peuplement ou d'indices de diversité nécessite de convertir les IPA en densité par le calcul d'un coefficient de conversion, établi par ailleurs une fois pour toutes (MULLER, 1987). Ces coefficients permettent de corriger les différences de détectabilité entre espèces. Leur emploi n'est justifié que pour certains aspects de l'interprétation des données. Ce coefficient de conversion est calculé à partir de la méthode des plans quadrillés réalisée simultanément. Il est fonction de plusieurs facteurs comme la puissance des émissions sonores de l'oiseau, la fréquence de ces émissions et les connaissances et expériences de l'observateur. Les coefficients ainsi obtenus sont spécifiques à une espèce et à un observateur.
MULLER (1987) a rédigé une synthèse sur cette manière de convertir les IPA en densités absolues. Pour pouvoir calculer ce coefficient avec le minimum de variations, il convient de multiplier les expériences de manière à diminuer la variabilité des résultats.

Le coefficient de conversion est obtenu par la formule $C = \sum di / \sum IPAi$
d = densité déterminée par le recensement
IPA = valeur moyenne des comptages par IPA sur le quadrat

IPA et densités. Inventaire de l'avifaune, richesse de la RNN Grand Ventron

Espèces	d 88	d 68	x IPA 88	x IPA 68	GILG	MULLER	BFF	Coef. conv.	d 10ha	d 1500ha
Pinson des arbres	10	7	3.75	3.25	2.4	2.3	2.2	2.40	9.80	1 470.00
Mésange noire	14	9.5	4.25	2.5	3.5	4		3.60	9.01	1 351.50
Rougegorge	12	6	2.75	3	3.1	3.5	2.3	3.10	7.47	1 119.50
Troglodyte	5	5	1	2.5	2.9	1.6	2.4	2.90	4.59	688.75
Fauvette à tête noire	4	1.5	1	0.75	3.1	3.3	2.2	3.10	4.34	651.00
Pouillot véloce	3	2	1	0.75	2.9	3	2.4	2.90	3.29	493.00
Roitelet huppé	1	2	0.5	1	2.0	4.2		3.00	1.28	191.25
Mésange huppée	1	1.5	0	0.5	5.0	6.9		6.00	1.08	162.50
Roitelet triple bandeau	3	0	1	0	3.0	4		3.00	1.08	161.25
Pouillot siffleur	0	3.5	0	1.5	2.3	2.6		2.50	0.86	131.25
Grive musicienne	1	0.5	0.75	0.5	1.2	1		1.20	0.74	111.00

Exemple pour le Pinson des arbres à la RN du Massif du Grand Ventron :
Pour calculer le coefficient de conversion à partir du tableau, il convient de multiplier chaque di et IPAi par le nombre de recensements effectués sur chaque quadrat (ici 3). Le calcul pour le Pinson des arbres donne :

$C = (10 \times 3) + (7 \times 3) / (3{,}75 \times 3) + (3{,}25 \times 3) = 2{,}40$

Cette façon de calculer est identique à celle utilisée par FERRY et FROCHOT (1970) pour le calcul des coefficients de conversion entre IKA et densité. Elle est plus juste que la recherche de la moyenne des coefficients obtenus pour chaque quadrat car l'on pondère ainsi chaque expérience par le nombre d'IPA qui y ont été effectués (plus ce nombre est important, plus le coefficient est fiable). Mais il n'est pas possible de calculer l'écart-type et l'intervalle de confiance des coefficients par cette méthode.
Lorsque le nombre d'expériences (quadrat – IPA) est supérieur ou égal à 3, il devient possible de calculer pour chaque coefficient de conversion les corrélations linéaires et logarithmiques entre densités et IPA moyens de chaque espèce pour ces expériences (MULLER, 1985).

Fiche pratique n°4.D

Notion de territoires

A l'approche de la période de reproduction, beaucoup d'oiseaux défendent un territoire, c'est-à-dire une surface plus ou moins grande (quelques mètres carrés chez les fous de Bassan, 9 000 ha chez l'Aigle royal).

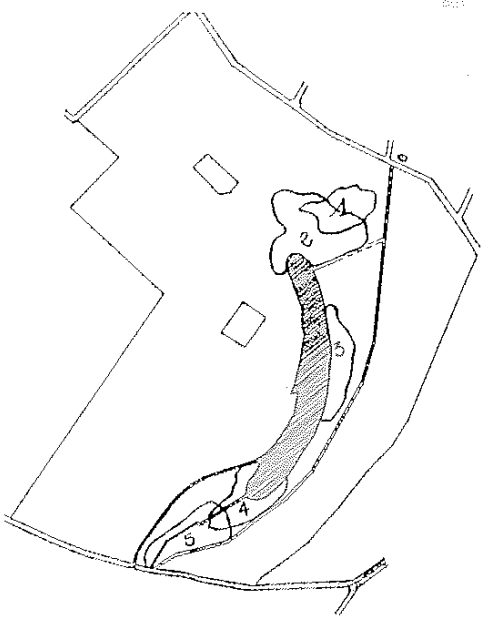
Chez les Oiseaux, la territorialité est un phénomène général. Elle fait partie du cycle de reproduction. Schématiquement, au printemps, le mâle s'installe sur un territoire où il se signale par des manifestations vocales et des attitudes remarquables. On peut distinguer quatre grands types de territoires :

1. Dans le premier cas, c'est sur une aire de reproduction étendue qu'ont lieu toutes les activités du couple : parades, accouplement, nidification et recherche de nourriture. C'est le cas de la plupart des fauvettes et surtout du rouge-gorge, chez qui le territoire est défendu toute l'année.
2. Dans le second cas, le territoire est une aire de reproduction moyennement étendue où a lieu la nidification, mais qui ne fournit pas la plus grande partie de la nourriture des parents et des jeunes (engoulevents). Les rivaux s'affrontent à leur frontière mais se retrouvent sur des terrains de nourrissage communs (vanneaux, avocettes).
3. Chez les oiseaux nichant en colonies (cormorans, pélicans, fous, goélands, mouettes, sternes), le territoire se réduit à l'aire - quelques centimètres carrés - entourant immédiatement le nid. Les couples sont juxtaposés et se touchent presque. Ils vont chercher leur nourriture à l'écart de la colonie.
4. Chez un petit nombre d'espèces enfin (Chevaliers combattants, Tétras ...), le territoire n'est plus utilisé pour la nidification. C'est un simple lieu de rencontre entre partenaires sexuels.

Le choix d'un territoire par un oiseau dépend des ressources alimentaires qu'il renferme, de la sécurité qu'il offre et des possibilités d'y aménager un nid. Si l'endroit est propice, le couple va l'occuper pendant toute la saison de reproduction. D'autres territoires ont une fonction particulière et peuvent servir uniquement à se nourrir ou à se percher. Chaque territoire est généralement bien délimité et assez permanent.

☞ Définitions :

Territoire : zone de reproduction dans laquelle un couple ne tolère aucun autre individu de son espèce.
Domaine vital : espace beaucoup plus grand qui comprend la totalité de la surface utilisée en période de reproduction.



Carte des territoires de 5 couples nicheurs installés dans la RNN de l'Etang de la Mazière

4B6.5. Visite de cavités et d'arbres morts

La méthode, utilisée pour les pics, consiste à couvrir l'habitat propice et à surveiller tout particulièrement les arbres morts et les cavités susceptibles d'abriter une nichée. L'espèce peut être assez discrète et si elle paraît absente on peut utiliser l'enregistrement du cri ou du tambourinage pour la stimuler. On peut aussi, pour cette espèce à grand territoire qu'est le pic, utiliser un indice indirect qui est la densité et la fréquence des dégâts causés aux arbres.

4C. CARACTERISER LES POPULATIONS

4C1 STATUT BIOLOGIQUE DES ESPECES

Afin de mieux comprendre le rôle écologique de l'espace naturel considéré (site de reproduction, lieu de repos, site de nourrissage...) il sera important de connaître le statut biologique des espèces sur le site. Il s'agit de définir si les espèces observées sur le site sont nicheuses, hivernantes, migratrices, si elles sont sédentaires... En règle générale, le gestionnaire cherchera en priorité à connaître les effectifs des individus nicheurs sur la réserve, donc celles qui y trouvent un milieu favorable pour se reproduire. Les résultats d'inventaires fournissent des informations sur la phénologie des espèces et permettront d'appréhender ces statuts.

Quelques définitions

- *Sédentaires : espèces qui restent toute l'année sur le même territoire.*
- *Migrateurs : espèces qui sont de passage.*
- *Migrateurs partiels : espèces dont une partie de l'effectif est migratrice alors que l'autre ne se déplace guère.*
- *Hivernants : espèces qui, venues du nord de l'Europe, occupent les lieux durant la saison hivernale (à l'automne ou au début de l'hiver). Ce sont de nombreuses espèces d'oies et de canards.*
- *Estivants : espèces qui se manifestent surtout en avril ou en mai pour nicher dans nos régions avant de prendre la direction de l'Afrique.*
- *Estivants non nicheurs : oiseaux qui passent la belle saison dans leurs « quartiers d'hiver » sans se reproduire.*

D'autres oiseaux sont de passage, tel est le cas de nombreux petits échassiers de rivage (chevaliers, bécasseaux...) et aussi de la Grue cendrée.

- *Nicheurs : espèces qui se reproduisent sur le site.*

Périodes de migration :
- automne : migration postnuptiale,
- printemps : migration prénuptiale.
Cette période marque le retour des oiseaux migrateurs qui ont passé l'hiver dans les pays chauds (CHANTELAT, 2001).
Le calendrier des migrateurs varie en fonction des espèces, mais les départs et les arrivées sont réguliers et précis. Les envols se font pas vagues successives. On observe dès le mois de septembre les nuées de migrateurs.

A. DAL MOLIN/L. JOUBERT

Bruant des roseaux. RNN Etang de la Mazière
On doit parfois se poster à différents points d'écoute afin de bien couvrir toute la superficie de l'habitat potentiel du bruant. À chaque point d'écoute, il faut tenter de dénombrer le nombre total d'individus. On retiendra le nombre maximum obtenu en un point d'écoute pour les plus petits habitats. Pour les sites plus vastes, on cumulera le nombre de mâles chanteurs des aires d'écoute qui ne se chevauchent pas. La repasse peut être utilisée après une longue séance d'écoute infructueuse (une demi-heure).

4C2 UTILISATION DE L'ESPACE ET TERRITORIALITE

Lorsque l'on étudie les oiseaux, on ne peut les dissocier des milieux dans lesquels ils évoluent. Il est donc naturel que de nombreux auteurs aient étudié leurs habitats et ceci à différentes échelles :

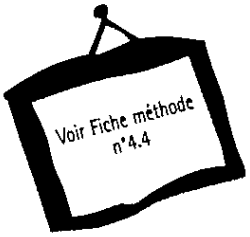
- au niveau de l'aire biogéographique de la région (la répartition des espèces varie selon l'altitude, le climat) ou du biotope (la nature du terrain et de la végétation qui le recouvre). Pour certaines espèces et même pour la majeure partie des espèces, l'habitat fréquenté est bien identifié (limicoles, oiseaux paludicoles...). Dans certains cas, les milieux exploités par les espèces ne sont pas directement liés à la végétation, mais à la structure de la végétation.
- en fonction de l'utilisation du milieu par l'oiseau, par exemple pour la recherche de nourriture, d'un abri ou d'un site de reproduction.

Plusieurs méthodes peuvent être utilisées pour caractériser les habitats des oiseaux. Un bon moyen de déterminer l'occupation des territoires par les espèces est de suivre leur territoire de nidification.

Pour obtenir une bonne estimation de l'occupation de l'espace, le gestionnaire devra chercher les territoires en début de saison. Ainsi il pourra mieux identifier les oiseaux qui se déplacent ou dont la nidification échoue.

4C2.1. Méthode des plans quadrillés ou quadrats (territorialité)

De nombreux oiseaux ont un comportement territorial, mis à profit dans certaines méthodes de recensement : la méthode des plans quadrillés par exemple. Cette méthode sert à la cartographie des territoires occupés par les oiseaux en période de nidification. Elle permet, sur un milieu donné, de repérer (sur une carte) les territoires occupés soit par des couples, soit par des mâles célibataires. A l'issue des dénombrements les cantons des couples peuvent être déterminés.



4C2.2. Cartographie des données de comptages systématiques

La meilleure méthode pour compter le nombre de territoires de certaines espèces est la recherche systématique et répliquée de contacts auditifs avec des oiseaux territoriaux, en particulier avec les mâles chanteurs. Ces contacts auditifs peuvent être motivés par l'utilisation de la repasse.

4C2.3. Recherche des nids ou des cavités

Le suivi des dortoirs d'espèces coloniales, de nids de passereaux, de cavités d'arbres de pics, une fois cartographiés, apporte des précisions sur le territoire occupé par les espèces.

Le comptage des nids est la meilleure façon d'estimer les populations de certaines espèces nicheuses qui sont difficiles à compter de façon directe car sont difficiles à observer.

La méthode de cartographie des nids permet surtout de déterminer les aires de nidification. Si la plupart des espèces, de passereaux notamment, nichent au même endroit tous les ans, elles construisent généralement un nouveau nid chaque année. Les nids peuvent être trouvés à n'importe quelle saison, mais sont davantage visibles en hiver quand les arbres à feuilles caduques n'ont plus de feuilles. Durant la période d'incubation, des fientes s'accumulent autour de certains nids, ce qui les rend plus visibles. Au printemps cependant un nouveau nid peut être distingué des anciens par la présence de végétaux encore verts (la lumière du soleil passe à travers des nids plus anciens). Ainsi, les nouveaux territoires sont faciles à reconnaître car les différents « groupes de nids » caractérisent les différentes années d'occupation (DAVIS, 1982). Il faudra vérifier la présence d'adultes ou d'œufs ou de jeunes dans le nid pour confirmer la présence des espèces.

De la même façon, le gestionnaire pourra recenser les cavités de pics encore habitées (traces visibles de présence : cavité excavée ; petites « blessures » autour de la cavité ; coulée de résine depuis la cavité qui donne une apparence vitrée ; morceaux d'écorce dans la cavité, lui donnant une apparence rougâtre).

Si tous les nids ou cavités ne peuvent être recensés, il est possible de procéder par échantillonnage à l'aide de transects systématiques sur une partie ou la totalité de l'habitat (DAVIS, 1982). Les résultats des prospections des habitats peuvent être présentés avec des cartes.

B. BOISSON

Bois mort et à cavité – RNN Forêt de la Massane

4C2.4. Observations synchrones et cartographie des domaines vitaux

Pour mieux cerner le territoire de chasse de chaque couple d'oiseaux occupant un vaste territoire (cas des aigles), en période de nidification et d'élevage des jeunes, on organise des opérations d'observations simultanées, couvrant de vastes superficies autour de chaque nid. Dans chaque territoire, un observateur reste sur le lieu d'observation depuis un point stratégique. Il est en laison radio avec les autres. Les trajectoires et les comportements des oiseaux sont portés sur une carte au 1/25000e.

<u>Cartographie des domaines vitaux : exemple pour les tétraonidés</u>
Au début de la saison de reproduction, lors de la phase de rassemblement des coqs sur la place de chant, les traces des déplacements journaliers des oiseaux de leurs aires d'hivernage vers leur territoire de chant peuvent être observées. C'est ce comportement qui est mis à profit dans la méthode de cartographie des domaines vitaux. Elle consiste à cartographier les différents couloirs utilisés par les coqs dans leurs déplacements, tout autour de la place de chant. Le choix de la date et des conditions météorologiques est fondamental dans l'efficacité de la méthode.
Source : RNN Nohèdes

4C3 ETUDE DE LA REPRODUCTION

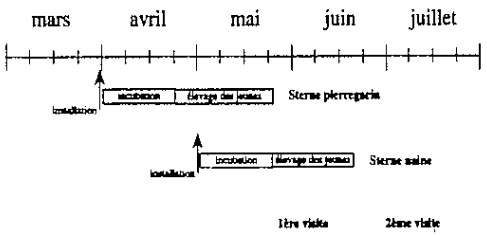
En l'espace d'une année, l'existence des oiseaux est jalonnée par un certain nombre d'événements qui sont successivement : la formation du couple (à moins qu'il ne s'agisse d'une espèce qui vit toute sa vie avec le même partenaire), la reproduction (accouplement, construction du nid, ponte, incubation, élevage des petits) et la mue. Chez les espèces migratrices, ce schéma est modifié par le retour des quartiers d'hiver, au printemps, et le départ pour l'hivernage, en automne, avec un séjour de plusieurs mois au loin. La formation du couple n'a pas toujours lieu au printemps dans l'hémisphère Nord (chez les canards, elle a lieu en hiver).

Il est important, pour le gestionnaire, de connaître la taille réelle de la population réellement reproductrice comparée à l'ensemble de la population présente sur le site. Le recensement des couples nicheurs s'effectue au moment du cantonnement maximum des couples.
La reproduction est étudiée à partir de trois principaux paramètres :
- l'étude de la chronologie de la reproduction (phénologie),
- la mise en évidence du succès de reproduction,
- l'évaluation de l'effectif nicheur par observation des couples cantonnés, des nids...

La séparation entre les nicheurs et les non nicheurs est importante pour déterminer la taille de la population nicheuse et le réel succès de reproduction de la population.

4C3.1. Chronologie de la reproduction par analyse de données d'inventaires

Il est important pour un gestionnaire de connaître les périodes durant lesquelles les oiseaux occupent l'espace dans la réserve naturelle, de façon générale mais surtout en période de reproduction. Des observations sur les aires potentielles de nidification peuvent apporter des indications sur ces périodes. C'est surtout par la technique du baguage que l'on va pouvoir suivre la chronologie de la reproduction des oiseaux migrateurs qui viennent nicher en France durant la belle saison. Les données fournissent divers renseignements physiologiques, biométriques, mais aussi biologiques comme la philopatrie de l'espèce.
La pose de nichoir peut également permettre d'étudier la phénologie de la reproduction, mais de telles méthodes ne sont pas à encourager dans les espaces protégés.



Phénologie de la reproduction de Sternes naines et pierregarins

4C3.2. Succès de reproduction par observation de comportements et d'indices

Le succès de reproduction repose sur l'observation d'indices (voir Fiche Pratique n°4.E). Il faut toutefois être prudent quand aux conclusions trop hâtives que l'on pourrait faire de certaines observations :
- Certains mâles peuvent adopter des comportements de mâle dominant sans qu'il y ait pour autant reproduction.
- La présence d'un mâle chanteur en période de reproduction (Râle des genêts, Grand Tétras, par exemple) peut signifier une nidification possible mais s'il n'y a pas accouplement avec une femelle la nidification échouera. Le chant en période de reproduction signifie que l'oiseau est en parade, donc recherche un partenaire pour l'acouplement mais n'est pas une preuve de nidification certaine.
- La présence d'indices de nidification ne signifie pas reproduction.

Pour les couples nichant isolément sur un site, comme le sont habituellement les couples d'Aigle royal, de Faucon pèlerin, la présence d'un adulte ou d'un jeune est suffisante pour estimer qu'il y a potentiellement un couple nicheur.
La plupart des indices seront recueillis par des observations régulières des nids en enregistrant leur contenu. La visite d'un nid ne doit pas perturber la population suivie. On évitera le suivi des nids si le risque induit par la visite d'un nid est important. Dès lors, si le nombre d'œufs n'est pas comptabilisé, le calcul de succès à l'éclosion et à l'envol n'est pas possible.

Le succès de la reproduction peut dépendre de la condition physique des oiseaux en début de reproduction, des dérangements...

Il est difficile d'établir l'effort de reproduction fait pour chaque couple durant la saison sans une étude intensive d'oiseaux marqués, ce qui est rarement praticable pour des surveillances de populations dans des réserves naturelles.

	nids construits	oeufs	poussins	jeunes à l'envol
A	0	0	0	0
B	2	0	0	0
C	28	≥ 22	≥ 25	23
D	1	0	0	0
E	3	≥ 1	≥ 1	0
F	6	≥ 4	0	0
G	3	≥ 3	≥ 3	3
H	3	≥ 1	1	1
Totaux	46	≥ 31	≥ 30	27

Nombre de nids construits, d'œufs, de poussins, de jeunes à l'envol sur les secteurs A à H de la RNN de François le Bail (Ile de Groix). Suivi des mouettes tridactyles

D'après DAVIS (1982), pour certaines espèces comme les sternes (S. maxima et S. sandvidensis), les jeunes sont précoces et quittent le nid peu de jours après éclosion, le comptage dans les nids doit alors être fait quand les œufs sont présents.

Fiche pratique n°4.E

Paramètre de la reproduction

Différentes paramètres peuvent éclairer le gestionnaire sur la reproduction des oiseaux et son succès :

J.-L. CLAVIER

Poussin d'Oedicnème criard

- parades,
- observation d'accouplement,
- écoute du chant d'un mâle chanteur en période de reproduction,
- présence de nids,
- observation de pontes, d'œufs éclos (les dates de ponte, le nombre d'œufs et les pontes sont variables selon les espèces).
- observation de poussins, de jeunes à l'envol,
- observation de couples avec des jeunes,
- élevage des jeunes, émancipation, fidélité des couples, etc. La période d'élevage des jeunes hors du nid est le moment le plus propice pour confirmer la nidification de l'espèce.

D'après FROM *et al.*, (1997) et BAILLIE (1990), le succès de la reproduction repose principalement sur deux indices :

- Le nombre de nids et d'œufs et/ou les oisillons par couvée. Il s'agit alors du succès à l'éclosion (rapport du nombre d'oeufs ayant donné des jeunes sur le nombre d'œufs pondus). Les principales informations nécessaires pour estimer le succès de reproduction sont la date de ponte du premier œuf, la taille de la couvée complète, et la survie des œufs et des jeunes entre le moment de la ponte et la formation de l'oisillon. Le nombre d'oisillons permet généralement d'estimer les survivants à la ponte, à l'incubation et au stade poussin.
- L'observation de jeunes. On considère alors le succès à l'envol : nombre de poussins envolés sur le nombre total d'œufs éclos (poussins). Le nombre de jeunes à l'envol correspond au nombre de jeunes volants accompagnant les adultes.

L'indice annuel de reproduction d'une population est le nombre de jeunes produits en moyenne par femelle présente au printemps. Après plusieurs observations de plusieurs groupes pendant l'été, on calcule le rapport entre le nombre de jeunes et d'adultes et on le corrige par le pourcentage de survie estivale des reproducteurs.

Pour procurer une bonne estimation de l'occupation du territoire et du succès de reproduction, quatre mesures sont utiles :

- nombre de territoires sur lesquels les oiseaux sont présents au début du printemps,
- nombre de territoires sur lesquels des nids sont construits,
- nombre sur lesquels des œufs sont pondus,
- nombre sur lesquels des jeunes sont vus (jeunes au vol).

Les indices de reproduction des oiseaux

Nidification possible	Nidification probable	Nidification certaine
- Oiseau vu en période de nidification dans un milieu favorable. - Mâle chantant en période de reproduction.	- Couple en période de reproduction, chant du mâle répété sur un même site. - Territoire occupé. - Parades nuptiales. - Sites de nids fréquentés. - Comportements et cris d'alarme. - Présence de plaques incubatrices sur un oiseau tenu en main.	- Construction et aménagement d'un nid ou d'une cavité. - Adulte simulant une blessure ou cherchant à détourner un intrus. - Découverte d'un nid vide ou de coquilles d'œufs. - Juvéniles non volants. - Nid fréquenté inaccessible. - Transport de nourriture ou de sacs fécaux. - Nid garni (œufs). - Nid garni (poussins).

Source : Atlas des oiseaux nicheurs de France (1985-1989)- SOF

Une surestimation possible du succès de reproduction
La principale difficulté pour estimer le taux de survie des œufs dans un nid réside dans le fait que la plupart des œufs n'est pas recherchée et trouvée par l'observateur juste après la première ponte. L'échantillon d'œufs étudiés est alors inévitablement biaisé puisque l'on va considérer qu'ils ont tous survécu entre le moment de la ponte et le moment où ils sont trouvés. Dans un tel échantillon, la proportion d'œufs à partir desquels des jeunes s'envolent surestiment succès de reproduction. Ce problème peut être contourné en calculant la moyenne du taux de survie journalier dans une période durant laquelle les œufs sont observés (MAYFIELD 1961, 1975).
Une distinction devrait être faite entre des pertes partielles qui reflètent un échec ou un manque de nourriture des poussins, et la perte des œufs qui résulte habituellement de la prédation. Ces informations peuvent être facilement obtenues en visitant régulièrement les nids.
D'après BAILLIE (1990).

L'observation des oiseaux, permet de connaître :
- *la taille de la population nicheuse et non nicheuse,*
- *le nombre de couples nicheurs = oiseaux ayant occupé un nid,*
- *le nombre de couples reproducteurs = couples ayant produit des jeunes à l'envol,*
- *le nombre de couples nicheurs sans jeune à l'envol (échec pour diverses raisons),*
- *le nombre moyen de jeunes éclos par couple de reproducteurs,*
- *le nombre moyen de jeunes à l'envol par couple reproducteur,*
- *le nombre moyen de jeunes à l'envol par couple nicheur,*
- *la densité de couples nicheurs,*
- *l'estimations diverses, dates de ponte à partir des observations des éclosions, taux de mortalité, période de mortalité.*

4C4 ETUDE DU REGIME ALIMENTAIRE

La caractéristique commune à toutes les méthodes d'étude du régime alimentaire est qu'elles nécessitent toutes un suivi précis de la population de proies. L'observation des proies ingérées par les oiseaux n'est pas toujours aisée et dépend de l'espèce étudiée et aussi en grande partie de l'expérience de l'observateur (BAIRD *et al.*, 1985).

4C4.1. Observations de scènes d'échange

L'observation des scènes d'échange des proies aériennes par les adultes, permet d'avoir une idée sur les proies apportées aux poussins, à chaque fois que l'occasion se présente. Il s'agit d'observation directe de l'ingestion des proies et l'estimation du rythme de capture. Cette méthode « d'observation instantanée » corrobore les résultats par l'analyse des pelotes de rejection (PARIS, 1996).

4C4.2. Analyse de pelotes, de fientes...

Il est possible de connaître le régime alimentaire des oiseaux par analyses des fientes ou des pelotes de rejection (rapaces, Goéland marin), l'identification des restes de proies dans les nids lorsqu'il y en a. Pour les individus qui s'alimentent de coquillages tel le Bécasseau maubèche, il est possible de déterminer le nombre de proies ingérées et de reconstituer intégralement le spectre de taille à partir des restes de coquilles collectées dans ses fientes.

	Août	Septembre
N	192	193
Mytilus edulis	1,6	0,5
Crangon crangon	91,7	95,9
Carcinus maenas	3,6	1,0
Poissons	2,1	
Platichthys flesus	1,0	2,1
Sturnus vulgaris		0,5

Régime alimentaire du Goéland marin

4C4.3. Analyses stomacales

Les analyses stomacales peuvent donner des résultats fiables. Le principal problème est de se procurer les individus morts.

4C5 STRUCTURE DES POPULATIONS - TAUX DE SURVIE

4C5.1. Baguage

D'après BAILLIE (1990), le taux de survie des espèces peut être estimé à partir des données issues du baguage. Ces données fournissent des informations utiles sur les mortalités et sur leurs causes (FROM *et al.*, 1997).
Le programme STOC capture du CRBPO (voir aussi page 147 et Fiche méthode 4.9) donne la possibilité d'estimer le taux de survie des adultes et ses variations à la fois entre espèces et dans le temps. Les taux de recapture interannuels pourraient fournir une première indication. Or ce dernier est clairement variable d'une espèce à l'autre, et sans doute d'une occasion de capture à l'autre. Par ailleurs, il arrive souvent que certains individus capturés (en particulier parmi ceux capturés pour la première fois) ne soient pas résidents sur le site d'étude (territoire de nidification en marge du site ; individus non nicheurs), et ne soient jamais recapturés. Le taux de recapture va donc aussi être fonction du taux de résidents parmi les individus capturés. Heureusement, la distribution des histoires de capture (suite d'évènements de capture et de non capture pour chaque individu) peut permettre une estimation simultanée des taux de capture, des taux de rési-

dence et des taux de survie entre occasion de capture, pour chaque espèce. Cette méthode d'estimation statistique nécessite cependant des effectifs relativement importants, et pratiquement au moins 100 captures.
De telles études sont rares dans les réserves naturelles et ne doivent être mises en place que si elles répondent à un objectif particulier.

4D. EVALUER LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS

Les oiseaux sont généralement à un niveau élevé dans la chaîne alimentaire et sont ainsi sensibles aux changements de leur environnement, ils semblent donc être des indicateurs valables de ces changements (habitat, climat, perturbations diverses). D'après FONDERFLICK (non daté), les oiseaux sont un bon « indicateurs » :
– comparées à d'autres groupes taxonomiques, la plupart des espèces sont repérables par le chant ou par la vue (manifestations visuelles et auditives),
– des techniques de dénombrements d'un bon rapport précision/coût ont été développées,
– ils occupent tous les niveaux trophiques,
– ils occupent un habitat dans la dimension verticale et horizontale,
– on les trouve presque dans tous les milieux,
– ils sont sensibles aux modifications de leur habitat.

Toutes les méthodes de suivi de l'évolution des populations ou presque utilisent des techniques de comptages répétées dans le temps et dans l'espace, annuellement ou selon une autre fréquence (techniques de comptage absolu ou relatif décrites plus haut, adaptées aux espèces). Les méthodes les plus couramment utilisées pour le suivi global des oiseaux nicheurs sont celles des points contacts (IPA), des transects (IKA) et de la cartographie des territoires (plans quadrillés). Ces méthodes relatives d'estimation par point d'écoute ou par transect fournissent un indice d'abondance et permettent aussi de dégager certaines informations sur les populations d'oiseaux, d'ordre comparatif (ATEN, 1994) :
- les fluctuations interannuelles de populations (sur un même habitat),
- les fluctuations saisonnières,
- les fluctuations de populations en liaison avec l'évolution du milieu.
Le plus important lors d'un suivi de population n'est pas que la méthode soit exacte mais qu'elle soit reproductible et similaire d'une année à l'autre, avec les mêmes protocoles (toujours à la même heure et pendant la même durée), afin de réaliser des comparaisons interannuelles. L'autre considération essentielle est que les aires comptées soient représentatives de la population à partir de laquelle les résultats peuvent être généralisés.
Il semble aussi intéressant de disposer de méthodes suffisamment générales et utilisées sur un grand nombre de sites pour comparer les peuplements ornithologiques entre réserves, mais aussi avec les autres espaces naturels, ou entre différentes années, ou encore entre un milieu et d'autres écosystèmes.

Si le but est de suivre les effets de la gestion, il est recommandé de suivre les résultats de la reproduction d'espèces indicatrices de changements de gestion, indicateur le plus sensible des types de perturbations de l'environnement (FROM *et al.*, 1997). Sont analysées des données puriannuelles recueillies par l'intermédiaire de différentes méthodes.

Exemple d'informations recherchées avec les suivis scientifiques :
- Connaissance des fluctuations intraannuelles des effectifs au sein de la réserve naturelle.
- Suivi permanent des effectifs.
- Mise en évidence de mouvements importants d'oiseaux.
- Approche de l'importance de la réserve naturelle en tant que zone d'escale migratoire.
- Recherche du maximum de fréquentation (en nombre de jours / individus).
- Identification du mois de fréquentation maximale.
- Détermination du maximum de fréquentation en nombre de jours / individus.
Source : RNN de Beauguillot

4D1 SUIVI D'UNE POPULATION, METHODES PAR POINTS D'ECOUTE

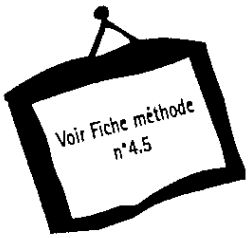
Avec les IPA on n'a pas forcément toute la composition spécifique, mais on peut donner des informations sur l'évolution du milieu. Au bout de 20 minutes, on a environ 80 % de la population.

4D1.1. Méthode des points contacts : les Indices Ponctuels d'Abondance, IPA (oiseaux nicheurs)

La technique de dénombrement par point d'écoute, mise au point par l'école dijonnaise (BLONDEL *et al.*, 1970), est une méthode relative qui exprime l'abondance des oiseaux par des indices appelés IPA (Indices Ponctuels d'Abondance). Initialement mise au point pour quantifier l'abondance relative des oiseaux forestiers nicheurs, elle a été étendue à des écosystèmes ouverts ou riverains (bosquets,

milieux cultivés, bords de rivières ...). Cette méthode a été développée dans le but de pallier certaines restrictions de la méthode des IKA dont elle est très proche (voir Fiche méthode n° 4.6), en particulier en supprimant les contraintes liées à la linéarité du parcours et à l'homogénéité du milieu prospecté.
Cette méthode par stations d'écoute est particulièrement adaptée pour suivre l'évolution d'un milieu naturel et son utilisation permet de répondre à plusieurs objectifs :
- Comparer les peuplements d'oiseaux nicheurs de deux milieux homogènes différents.
- Comparer les peuplements d'oiseaux du même milieu lors de deux années différentes.
- Décrire et quantifier les peuplements d'oiseaux de milieux tels que lisières, gradients d'environnement, habitats fragmentés.

La technique des IPA peut être réalisée en parallèle avec la technique des quadrats (ou plans quadrillés) afin d'obtenir des densités (voir page 138).



4D1.2. STOC EPS (oiseaux nicheurs)

La méthode du STOC-EPS (Suivi Temporel des Oiseaux Communs par Echantillonnage Ponctuel Simple) a été mise au point par le CRBPO. Un EPS est un dénombrement de l'avifaune en un point où un observateur reste stationnaire pendant 5 minutes exactement (méthode identique à celle des IPA mais conduite sur une durée plus courte). Le but du suivi par cette méthode est d'obtenir une évaluation des tendances d'évolution des effectifs des différentes espèces communes nicheuses en France. Le nombre de contacts avec une espèce en un point donné est une mesure de l'abondance de l'espèce dans le milieu. Si l'on totalise les contacts avec cette espèce dans tous les milieux du même type, et si l'on compare les valeurs obtenues au cours du temps, on peut apprécier la tendance d'évolution de l'espèce dans ce type de milieu.
Si le gestionnaire choisit toutefois d'utiliser la technique des IPA et non celle des EPS, il pourra tenter, lors des dénombrements de 20 minutes, d'individualiser les données recueillies durant les 5 premières minutes de celles des 15 dernières. Ainsi, pour toutes analyses réalisées dans le cadre ou en lien avec le programme STOC, seules les 5 premières minutes seront utilisées.

Il semble, d'après une étude réalisée par la LPO sur 50 points d'écoute, que l'allongement de la durée de dénombrement de 5 minutes (méthode des EPS) à 20 minutes (méthode des IPA) augmente la fiabilité des résultats obtenus ainsi que les probabilités de contacts avec un nombre plus élevé d'espèces. Ces résultats montrent que même si d'une façon générale, plus de 60 % des espèces sont observées durant les 5 premières minutes, les 15 dernières minutes apportent encore 40 % d'espèces nouvelles. Ceci peut justifier le choix des IPA si l'objectif est de travailler sur un maximum d'espèces.

La méthode a été diffusée dans l'ensemble du réseau des réserves pour inciter les organismes gestionnaires à utiliser cette méthode facile à mettre en œuvre et donc généralisable.

4D1.3. Echantillonnage Fréquentiels Progressifs, EFP (ornithologie qualitative)

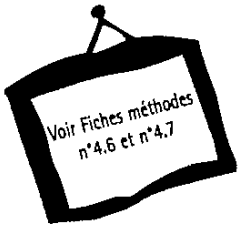
La technique des Echantillonnages Fréquentiels Progressifs (EFP) est similaire à celle des IPA dans la mesure où elle est axée sur des points d'écoute d'une durée de 20 minutes. L'une des principales caractéristiques des sondages fréquentiels est leur haut niveau de standardisation qui autorise une application plus rigoureuse des méthodes statistiques. Les parcours avec points d'écoute sont effectués deux fois par an en avril et en mai. Ils comprennent 10 points d'écoute, toujours les mêmes.
Les principales caractéristiques des sondages par EFP sont :
- L'observateur ne relève sur la station que la liste des espèces qu'il détermine, quelle que soit l'abondance de chacune. Les relevés par EFP se font en présence-absence. Chaque relevé ne donne donc que la composition qualitative instantanée du peuplement. Contrairement aux IPA, elle ne permet pas de connaître la densité de chaque oiseau. Cette perte d'information par rapport à la technique des IPA ne se justifie que si elle est compensée par d'autres perspectives d'application.
- Le fait de ne réaliser qu'un seul relevé sur la station pose le problème de la représentativité dans le temps de l'échantillon. Il est évident que la probabilité de contact avec chaque espèce, qu'elle soit nicheuse précoce ou tardive, est proportionnelle à sa fréquence réelle dans le milieu. Il est donc nécessaire comme pour les IKA ou IPA de disperser sur l'ensemble de la saison de reproduction la série de relevés qui constitue l'échantillon.
- Le fait de travailler en présence-absence allonge considérablement dans la journée la durée utile de travail sur le terrain. En pratique cela se traduit par une multiplication du nombre de relevés.

Cette méthode permet de réaliser des cartes de répartition des espèces : points dans des rectangles.
Elle permet aussi de donner l'amplitude d'habitat en fonction de l'altitude, la répartition en fonction des formations végétales.

4D2 SUIVI D'UNE POPULATION, METHODES PAR TRANSECT

4D2.1. Itinéraire échantillon et indice kilométrique d'abondance IKA (oiseaux nicheurs)

Il s'agit d'une méthode itinérante définie par FERRY et FROCHOT (1958) pour suivre l'évolution globale du peuplement forestier dans le temps : sédentaires, semi-migrateurs, hivernants... Cette méthode permet de déterminer une abondance relative des oiseaux présents dans un espace par rapport à une unité de distance, le kilomètre en l'occurrence. L'IKA est le nombre moyen de contacts réalisés en une séance, pour une espèce donnée, pour un kilomètre de parcours. Dans certains cas, on peut même évaluer la densité d'oiseaux chanteurs et par extension, de couples reproducteurs.
Il est possible de calculer cet IKA soit par année, soit par secteur, soit selon d'autres critères pour permettre les comparaisons (par exemple : réserve de chasse/zone chassée ; zone touristique/zone tranquille, etc.). En raison des nombreux biais susceptibles d'intervenir, cet indice n'a qu'une valeur relative. Il permet surtout de suivre l'évolution d'un peuplement d'oiseaux liée à l'évolution d'un milieu.
Les modalités de mise en œuvre des IKA sont décrites dans la Fiche méthode n° 4.6 dans laquelle on trouve le protocole standard. Des variantes de cette méthode sont envisageables.



Il est recommandé de sélectionner au hasard dès la première année les aires de repos ou d'habitation sur lesquels effectuer les comptages. Ceux-ci ne devront pas changer d'une année à l'autre (DAVIS, 1982).

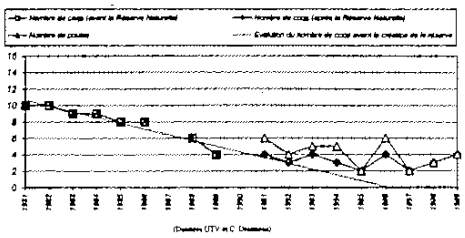
4D2.2. Méthode des IRA (oiseaux nicheurs)

Cette méthode permet, sur un secteur restreint, d'obtenir des Indices Relatifs d'Abondance (IRA) d'une espèce, donc de donner une idée (assez vague) de l'abondance. Elle est présentée dans la Fiche méthode n° 4.7. Cette méthode est très peu connue et il semble qu'elle soit très peu utilisée. Il ne semble pas que son utilisation soit à généraliser.

Juste derrière les techniques d'échantillonnages par point, les IKA sont la deuxième méthode la plus utilisée dans les réserves naturelles.

4D3 SURVEILLANCE OU SUIVI D'UNE ESPECE

Le suivi des espèces patrimoniales est nécessaire sur du long terme, d'une part pour appréhender avec certitude l'importance des populations et, d'autre part, pour mettre en évidence leur évolution en fonction des modes de gestion appliqués. Chaque méthode de gestion utilisée doit en effet faire l'objet d'une évaluation en fonction des résultats qu'elle aura pu donner.
Les techniques de surveillance et de suivi d'espèces d'oiseaux sont identiques aux méthodes de comptage permettant d'obtenir des densités absolues (comptage au chant, baguage par exemple), mais un plan d'échantillonnage doit être défini (localisation des secteurs du suivi, période de relevé, fréquence...).
Ces techniques sont renouvelées généralement tous les ans et sur une période qui varie en fonction des objectifs. S'il s'agit simplement de mieux connaître une population, le suivi sera réalisé sur une courte durée, s'il s'agit de mesurer l'évolution d'une population en terme d'effectifs, le suivi sera plus long.



Evolution du nombre de coqs de Grand Tétras dans la RNN de Tanet Gazon du faing

4D3.1. Comparaison de données pluri-annuelles

La comparaison de données de comptage (voir plus haut) et de cartes de répartition fournissent une idée de l'évolution des populations dans l'espace et le temps. Pour les oiseaux migrateurs, les données sont recueillies en divers points de passage migratoire. Les données sont notées, vol par vol, au fur et à mesure du passage, par tranche de 5 minutes ou par tranche horaire.

D'un point de vue méthodologique, on néglige trop souvent, dans la comparaison pluriannuelle, les biais et erreurs d'échantillonnage à l'échelle du relevé et de la saison (ARCHAUX et al., 2000).

4D3.2. Baguage (oiseaux nicheurs, migrateurs)

On étudie les oiseaux migrateurs par observation directe et surtout par capture (baguage) au printemps. Le baguage est la méthode la plus utilisée pour un suivi et une étude précise d'une population d'une espèce cible (reconnue comme étant le plus efficace). Grâce au baguage on peut aussi savoir si les couples restent unis tout

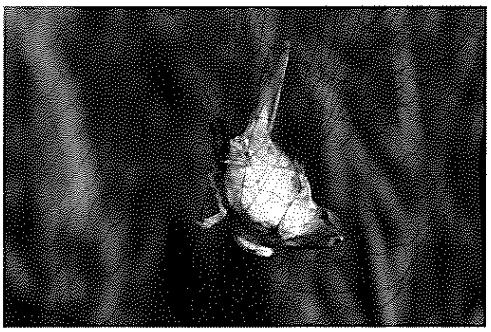
au long de leur vie, s'ils reviennent au même endroit, si les jeunes migrent différemment. Mais le baguage nécessite la capture des oiseaux à l'aide de filets. Les filets japonais ne sont pas posés n'importe où et des points d'écoute préalables peuvent permettre de les positionner (la méthode peut être affinée au cours du temps). Des stations de baguage fonctionnent en des lieux propices : cols, côtes, îles. En France il existe une association de bagueurs (LUSCINIA : Association Nationale des Bagueurs de France) mais c'est le CRBPO (Centre de Recherche sur la Biologie des Populations d'Oiseaux) qui est chargé de tout ce qui concerne le baguage des oiseaux en France. La capture et le marquage d'espèces par baguage requièrent un diplôme de bagueur et de l'expérimentation.

☞ *Le gestionnaire pourra trouver de nombreuses informations en consultant le site internet du CRBPO (comment devenir bagueur, stages régionaux...).*
www.mnhn.fr/mnhn/meo/crbpo/Baguage.htm

4D3.3. Suivi radio

Il est possible pour des études poussées, et réalisées avec des scientifiques, de localiser les oiseaux par radio-tracking grâce à la pose d'un émetteur radio miniaturisé (1 à quelques grammes d'une portée de quelques kilomètres maximum), voire une balise « Argos » posée sur son dos. On obtient dans ce cas, par transmission satellite, un suivi automatisé en permanence et quel que soit l'endroit où il se trouve.

Certains organismes réalisent une saisie informatique de données sur la migration comme c'est le cas du CORA (Centre Ornithologique de Rhône-Alpes) :
www.cora.asso.com/accueil.html
La migration sur internet : www.live-migration.net
Organbidexka col libre :
www.natys.com/fr/infos/organbidexka/001/intro.php3



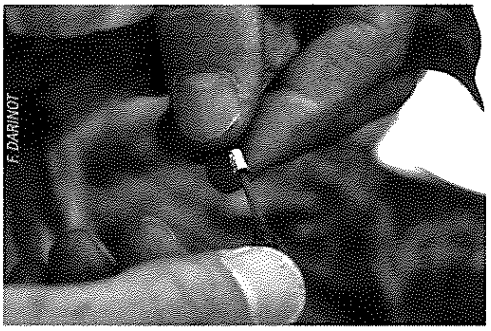
M. MARCHYLLIE

Séance de baguage dans la RNR du Romelaëre. L'utilisation de filets japonais et le baguage des oiseaux en France nécessite une autorisation ministérielle spéciale du Ministère de l'environnement. Pour l'obtenir, il faut d'abord avoir suivi avec succès un stage de qualification organisé par le CRBPO au MNHN.

Fiche pratique n°4.F

Le marquage des oiseaux

• Baguage des oiseaux : pose de bagues aluminium à la patte, portant un numéro et une adresse, sous l'égide exclusive du CRBPO (Muséum d'Histoire Naturelle, 55 rue de Buffon, 75005 Paris), qui recueille et traite toutes les informations relatives aux oiseaux bagués, forme les bagueurs et délivre seul les autorisations de baguage.
Il existe des bagues colorées avec un gros numéro lisible à distance (cigognes, grues, ...). On peut aussi combiner des bagues de couleur.
• Autres formes de marquage d'oiseaux :
- Décoloration de certaines grandes plumes des ailes chez les Vautours (bien visibles en vol, code particulier à chaque individu),
- Teintures (non toxiques) du plumage, pour les poussins trop petits pour être bagués, qui permettent la reconnaissance à distance dans la nature.
- Fixation de plaques alaires en plastique de couleur (rapaces, canards),
- Colliers plastique de couleur (oies),



F. DARINOT

Baguage de Gorge bleue dans la RNN du Marais de Lavours. Coordonnées par le MNHN, les opérations de baguage ont pour but de mieux connaître la biologie et les mœurs des oiseaux migrateurs. Les oiseaux sont munis d'une bague en aluminium avec un matricule qui permettra, en cas de reprise, de connaître le chemin parcouru par le spécimen bagué. Les fiches de reprise de bagues sont centralisées par les services du MNHN, le CRBPO.

Fiche méthode n°4.1

Inventaire de rapaces nocturnes

Ecoute nocturne et repasse

Principe de la méthode

Il s'agit d'effectuer des écoutes nocturnes en stimulant les oiseaux par la « repasse », méthode qui consiste à reproduire le chant de l'oiseau visé à l'aide d'un magnétophone afin d'inciter les mâles à se manifester.

Comment procéder ?

Echantillonnage

Il est nécessaire d'emprunter un itinéraire précis avec des points d'écoute déterminés à l'avance. GESLIN (1994) signale pour la Chouette chevêche une surface couverte à chaque point d'écoute de 500 m soit environ 0,78 km².

Méthode de relevé

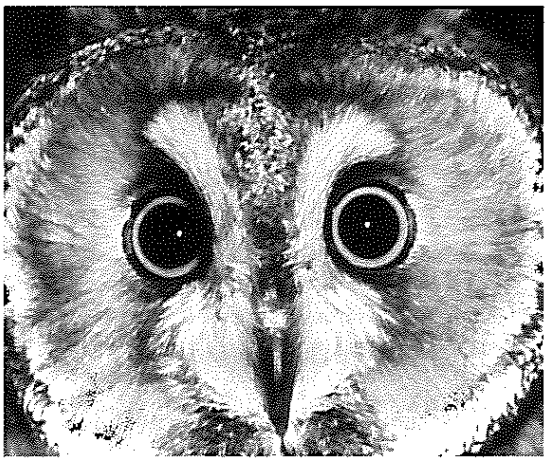
L'écoute est réalisée en continu par l'observateur, lors de sa progression le long d'un transect ou lors de son stationnement sur des points.
La diffusion des chants préenregistrés est assurée par un magnétophone à cassette de qualité ordinaire de faible puissance (0,6 W) tenu à bout de bras et en hauteur par l'observateur lors de l'émission. Une rotation complète de 360° est réalisée pour une meilleure propagation multi-directionnelle du signal.
Chaque contact auditif avec un oiseau est reporté sur un fond de carte de la zone suivie à l'aide d'un système de codification simple (un exemplaire est utilisé par sortie).

Période et Fréquence de relevé

Pour les chouettes, il est préférable que l'étude de terrain débute par une prospection d'automne, de façon à ne pas réaliser la première recherche de printemps sans connaissance préalable de la répartition de l'espèce. La prospection donne de meilleurs résultats de mars à avril au début de la période de reproduction.
Plusieurs passages (4 ou 5 généralement) peuvent être effectués afin de s'assurer de la présence ou non d'un individu.

Paramètres mesurés

Les renseignements suivants sont notés sur une fiche type :
- date de prospection, nom de l'observateur, conditions météorologiques,
- localisation du point d'écoute et heure de repasse. Toute localisation certaine est signalée par un rond (cette technique permet de définir le rayon de détection de l'espèce).
- tout contact, auditif, visuel ou nul concernant l'espèce,


CDPNE

Hiboux Moyen Duc

- Tout événement en rapport avec l'espèce de la façon la plus exhaustive possible, tel qu'un envol, l'observation d'un individu non-chanteur (mâle ou femelle), d'un couple (ou assimilé comme tel), d'une couvée, font également l'objet de localisations et de figurés propres.

Recommandations

- Il faudra tenir compte des conditions météorologiques, les nuits calmes sans vent, ni pluie étant plus favorables.
- Il est préférable d'émettre l'enregistrement du chant à différents points d'un site plutôt que de demeurer à la même place.
- L'utilisation de cette technique doit cesser lors du premier signe de présence de l'espèce, qu'il soit auditif ou visuel. Le fait de stopper la repasse dès le premier contact permet bien de limiter le déplacement des oiseaux et donc d'éviter les doubles contacts.
- Lorsque la position du chanteur n'est pas révélée, l'observateur indique la direction dans laquelle le chant fut entendu à partir du transect. Les données obtenues à l'aller et au retour sont différenciées par l'utilisation de couleurs afin de faciliter le dépouillement ultérieur de chaque fiche de sortie. Deux contacts proches cerclés de noir indiquent qu'il s'agit d'un seul et même chanteur détecté à l'aller comme au retour.

Avantages et inconvénients

Avantages

- Pour la Chouette chevêche, GESLIN *et al.* (1994) remarque clairement que la méthode de la repasse permet d'évaluer les effectifs d'une population d'une façon fiable

(bien que ces effectifs soient sans doute sous-estimés), alors que les méthodes d'écoute et d'observation directe privilégient certains individus ou couples et en laissent d'autres de côté.
– D'après EXO et HENNES (1978), un passage soigneusement fait et dans de bonnes conditions permet de relever 80 à 90 % des chanteurs de Chouette chevêche.

Inconvénients

– Lorsque les densités d'oiseaux sont importantes (plusieurs individus ou couples de Chouette chevêche par Km² par exemple), il n'est pas toujours facile de distinguer les différents individus, surtout lorsque ceux-ci se déplacent. La méthode peut être répétée plusieurs fois afin d'éviter toute erreur.
– La prédisposition au chant d'une espèce d'oiseaux est variable. Certains individus répondent immédiatement et chantent inlassablement jusqu'aux cris d'excitation. En revanche, certains individus sont beaucoup plus timides et ne répondent que par de brefs cris. De plus, les individus peuvent ne pas répondre de la même façon au cours des différentes soirées d'écoutes.

➠ Type de données recueillies

Par la localisation des mâles chanteurs, la méthode permet de mieux comprendre la répartition des individus, surtout lorsque les densités sont importantes, de mettre en évidence la présence de couples et de déterminer les territoires.

🕮 Pour en savoir plus

GESLIN et MOURGAUD (1994).
RNN Hauts-Plateaux du Vercors, « Détermination de la répartition de la Chevêchette d'Europe et niveau d'abondance ».

Comptages nocturnes de hiboux
Cette méthode fonctionne uniquement pour les hiboux qui hululent. Bien que les mâles et les femelles de hiboux hululent toute l'année, un effort de protection doit être fait dans un intervalle de 11 à 15 semaines précédant l'incubation.
Le hululement est plus important par temps calme lors d'une nuit claire, quand les quatre ou cinq notes du chant peuvent être détectées à 1 Km à la ronde. Le mâle répond souvent à un autre hibou, imitant l'enregistrement du chant diffusé par l'observateur.
La localisation des hululements doit être cartographiée aussi précisément que possible. Tous les hiboux ne seront pas entendus à chaque nuit, donc toutes les aires doivent être visitées plusieurs fois. Si les conditions d'écoute sont bonnes, tous les mâles peuvent être localisés après 4 ou 5 visites. Si de nouveaux hiboux sont détectés au cours de la dernière visite programmée, on doit continuer à visiter les aires où sont potentiellement présents des nids jusqu'à ce qu'aucun nouvel hibou ne soit localisé. On peut aussi estimer le nombre de mâles en considérant comme marqués les hiboux précédemment localisés.

Exemple de la Chevèchette d'Europe dans la RNN des Hauts Plateaux du Vercors.
Le gestionnaire réalise une prospection systématique selon un échantillonnage adapté aux tailles des territoires en automne, et une recherche des couples reproducteurs au printemps, d'après les contacts obtenus en automne.
La taille des territoires moyens de Chevêchette d'Europe étant de 1 km², la prospection devra permettre d'échantillonner à l'échelle de ces territoires. La réserve est donc prospectée selon un carroyage de 1 km².
La grille d'échantillonnage permet de bien couvrir le terrain de façon homogène. La réserve est échantillonnée grâce à un point de repasse tous les 500 m en terrain plat et uniforme, ou tous les 250 m en zone accidentée ou vallonnée. Les points de repasse sont définis à l'avance. L'étude est réalisée annuellement sur deux saisons avec un passage en octobre et un en mai. Les heures de prospection définies sont calquées sur le comportement des chevêchettes. Même si leur période d'activité journalière se réduit en fin d'automne (novembre), les plages horaires sont valables sur toute la saison automnale. Le mois d'octobre sera privilégié pour la prospection. Celle-ci devra être effectuée aux périodes d'activité maximale. Les deux plages horaires retenues sont donc :
– de une heure avant le lever du soleil à deux heures après,
– de deux heures et demi, avant le coucher du soleil à une heure et demi après.
Ainsi, la prospection se fait à des périodes horaires fixes : de 5h00 à 9h00 du matin et de 16h00 à 19h00 le soir, soit sept heures de prospection par jour.
La méthode de repasse au magnétophone, en passant un chant simple en alternance avec un chant composé est retenue pour l'automne, la repasse du chant simple seul pour le printemps.
Les séquences de repasse sont définies et tous les prospecteurs devront utiliser les mêmes : 40 secondes de chant simple suivi de 10 secondes de chant composé, puis 40 secondes de chant simple pour l'automne et 90 secondes de chant simple pour le printemps.
Cette série est séparée de la suivante, identique, par 30 secondes de silence.
Afin de ne pas saturer la zone de recherche, la repasse devra être stoppée dès le premier contact auditif ou visuel et sera limitée à deux séries de chant en cas d'absence de réponse.

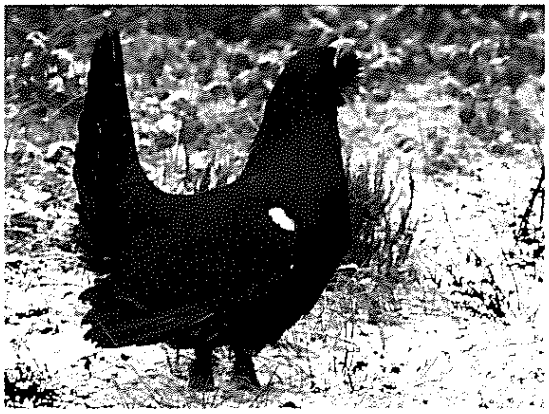
Fiche méthode n°4.2

Comptage et suivi de Gallinacés

Comptage par affût aux places de chant

Principe de la méthode

La méthode s'appuie sur la connaissance des comportements des mâles au printemps. La présence de poules qui excitent les coqs facilite le dénombrement de tous les individus.



J. MARTIN

Grand Tétras

Comment procéder ?

Echantillonnage

L'échantillon repose sur trois séances de comptage, effectuées à partir d'affûts fixes, répartis sur l'ensemble de la place de parade des Tétras (8 à 10 points d'observation par séance).
Si les conditions météorologiques sont mauvaises, une quatrième séance d'affût peut exceptionnellement être programmée pour collecter des informations complémentaires.

Méthode de relevé

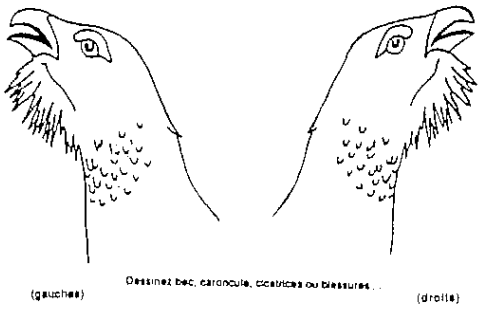
Les observateurs doivent s'intaller deux à trois heures avant le coucher du soleil. L'accès aux affûts se fait donc la veille du comptage, à 17h00 au plus tard. Le départ a lieu 1 heure après les dernières manifestations des coqs et dans tous les cas, pas avant 10h00 du matin (même lorsqu'aucun Tétras n'a été observé ou entendu).
Un ou plusieurs observateurs se répartissent sur la place de chant de façon à recouvrir un maximum de superficie et tenter de percevoir visuellement les différents secteurs de la place en fonction de la topographie afin d'entendre ou de repérer le maximum de coqs.

Paramètres mesurés

On observe les différents évènements que sont :
- les envols (arrivées ou départs d'individus),
- les chants et manifestations sonores (caquètements de poules, cris étranglés de coqs, combats),
- les danses avec sauts battus sur place,
- les autres présences (poules ou coqs silencieux, etc.).

Pour chacun des coqs observés, l'observateur doit noter :
- la direction exacte du déplacement (donnée en degrés par la boussole),
- la distance (estimée à l'œil nu et/ou à l'oreille),
- le moment précis pour les différents évènements se produisant dans son champ d'observation.

Après la fin du chant, quand tous les coqs se sont éloignés de l'arène, il peut être bon de prospecter à pied la zone que l'on a observée depuis l'affût afin de s'assurer des distances estimées, en observant les crottes fraîches, les traces laissées par les différents oiseaux qu'on a pu compter et pour localiser le plus précisément possible sur une carte chaque observation. Cette phase de confirmation des observations est importante dans le cas où la place est riche en coqs.
Pour caractériser et différencier les individus, l'observateur devra dessiner les tâches blanches visibles sur la queue étalée en éventail, en repérant bien leur nombre et leur disposition et il notera aussi tout autre signe distinctif (bec cassé, rectrices absentes, vitalité de l'individu, etc.).



GROUPE TETRAS VOSGES

Détail d'identification des coqs

Matériel

Le matériel pour réaliser l'affût est obligatoirement apporté de l'extérieur, sans emprunt à la végétation de l'espace protégé. Il est emporté après les comptages. Chaque observateur est muni d'une boussole, d'une carte de la place de chant avec les principaux points de repères et d'une montre (qu'on aura pris soin de mettre à la même heure que celles des autres observateurs).

Période et Fréquence de relevé

La période la plus favorable correspond à la période de présence des poules sur des places de chant. Les coqs se

... Fiche méthode n°4.2

rassemblent en des lieux précis de leur biotope, d'avril à juin environ, afin de défendre un territoire, d'instaurer une hiérarchie entre les individus qui aboutira à l'accouplement du ou des coqs dominants avec les poules rassemblées elles aussi à cette occasion.
Dans les Pyrénées, il s'agit des deux dernières décades du mois de mai. A l'est de la chaîne, la période optimale est plus précoce qu'à l'ouest, celle-ci étant par ailleurs fonction de l'altitude. Dans les autres massifs, la période optimale semble être la première décade du mois de mai. Les dates sont donc centrées sur le maximum du chant et espacées d'une semaine, entre le 15 mars et le 15 mai environ.
Le Groupe Tétras Vosges (GTV) se limite exclusivement au recensement des effectifs du chant printanier, afin d'éviter tout dérangement préjudiciable à l'espèce.
Le cas échéant, si l'époque est mal choisie, on pourra refaire une opération plus tard en tenant compte des premières données.
Le comptage doit être réalisé sur au moins deux jours consécutifs.

Conditions de réalisation

Les conditions météorologiques souhaitables sont :
- vent nul à faible,
- absence de précipitations, la brume, une petite chute de neige sont plus gênantes pour l'observateur que pour le déroulement du chant,
- temps doux à frais,
- la nébulosité a peu d'importance.

➠ Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages

La méthode, légère à mettre en œuvre, est applicable sur de vastes territoires par une personne non spécialisée.

Inconvénients

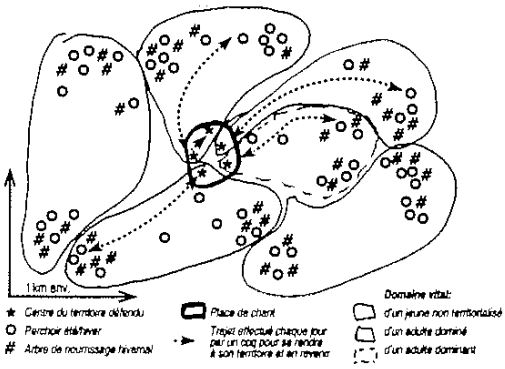
Cette méthode ne permet pas de recenser la totalité des coqs non territoriaux.

➠ Type de données recueillies

La méthode fournit un indice du nombre de coqs par jour de comptage et permet d'apprécier la tendance des effectifs à long terme. Eventuellement, on peut estimer la densité en mâles (coqs/100 ha).
Elle ne permet, en aucun cas, d'obtenir le nombre absolu de coqs ou de poules car, d'une part, certains coqs ne participent pas au chant chaque jour, et, d'autre part, les poules sont peu visibles et leurs manifestations vocales peu fréquentes.

➠ Analyse des données

Le respect du protocole permet une analyse des résultats sur plusieurs années et une meilleure estimation des effectifs.
Une prise de notes rigoureuse sur carte au 1/200ème (heure et direction précise des différentes activités, dessins blancs des rectrices...) permet dès le retour des observateurs de la place, d'individualiser les différents coqs chantants, dansants et silencieux. Les re-



Source : ONCFS

Le Grand Tétras présente une population très structurée autour d'une place de chant

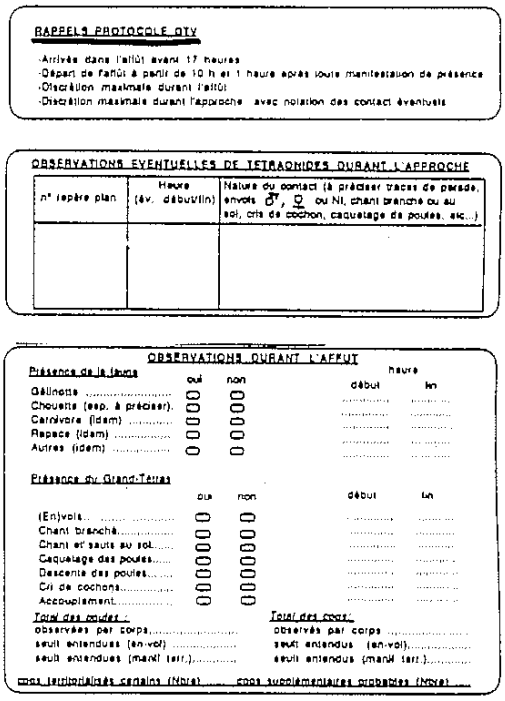
coupements possibles grâce à la présence simultanée de plusieurs observateurs judicieusement répartis, sont souvent nécessaires.

Les indications sur l'intensité des parades (durée du chant, existence de combats...) permettent d'avoir une idée de l'efficacité du comptage.

Il est évident que l'interprétation est absolument subordonnée à une excellente connaissance préalable de la topographie et des habitudes des coqs de la place (perchoirs nocturnes, couloirs d'arrivée, centre de la place, lieu d'accouplement, etc...). D'où la nécessité de confier cette interprétation tous les ans à la même personne sur une place donnée.

🕮 Pour en savoir plus

Groupe Tétras Vosges (GTV).
Observatoire des Galliformes de Montagne (OGM).
(voir page 128)



RAPPELS PROTOCOLE GTV

-Arrivée dans l'affût avant 17 heures
-Départ de l'affût à partir de 10 h et 1 heure après toute manifestation de présence
-Discrétion maximale durant l'affût
-Discrétion maximale durant l'approche avec notation des contact éventuels

OBSERVATIONS EVENTUELLES DE TETRAONIDES DURANT L'APPROCHE

n° repère plan	Heure (év. début/fin)	Nature du contact (à préciser traces de parade, envols ♂, ♀ ou NI, chant branché ou au sol, cris de cochon, caquetage de poules, etc...)

OBSERVATIONS DURANT L'AFFUT

Présence de la faune

	oui	non	heure début	heure fin
Gélinotte	○	○		
Chouette (esp. à préciser)	○	○		
Carnivore (idem)	○	○		
Rapace (idem)	○	○		
Autres (idem)	○	○		

Présence du Grand-Tétras

	oui	non	début	fin
(En)vols	○	○		
Chant branché	○	○		
Chant et sauts au sol	○	○		
Caquetage des poules	○	○		
Descente des poules	○	○		
Cri de cochons	○	○		
Accouplement	○	○		

Total des poules :
observées par corps
seuls entendues (en-vol)
seuls entendues (manif terr.)

Total des coqs :
observés par corps
seuls entendus (en-vol)
seuls entendus (manif terr.)

coqs territorialisés certains (Nbre) coqs supplémentaires probables (Nbre)

GROUPE TETRAS VOSGES

Fiche d'observation

Fiche méthode n°4.3

Comptage et suivi de Gallinacés

Comptage systématique par secteur

➠ Principe de la méthode

La méthode consiste à parcourir l'ensemble de l'habitat potentiel d'une espèce et à noter chaque observation dans des secteurs échantillons. Cette méthode s'applique notamment au Tétras lyre.

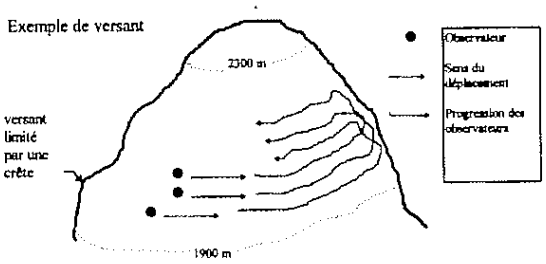
➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Le dénombrement doit porter sur au moins 1000 ha d'habitat favorable, afin de détecter suffisamment de coqs pour pouvoir détecter les variations annuelles. Si on ne connaît pas les limites du milieu réellement utilisé par l'espèce, il faudra définir une zone d'étude comme étant l'ensemble du terrain compris dans la strate altitudinale généralement occupée par l'espèce.
A partir d'une carte, le territoire de dénombrement (zone de comptage) est subdivisé en secteurs qu'un observateur (ou une équipe) peut dénombrer en deux heures, soit par la vue, soit par l'ouie.
La surface de chaque secteur est de 30 à 100 ha selon la difficulté du terrain et les possibilités de détection des coqs à l'ouïe (donnée PN des Ecrins). Il importe, dès la première ou la seconde année de comptage, de fixer définitivement les limites de la zone de comptage qui devra par la suite être parcourue en totalité chaque année.
Le choix des secteurs peut être défini par un tirage au sort, en rejettant les zones qui se juxtaposent.
Dans ce secteur, l'observateur parcourt un itinéraire préalablement défini qui repose sur le principe que la bande d'échantillonnage par l'ouïe se limite à 500 m de part et d'autre de l'observateur, bien que dans de bonnes conditions le chant porte beaucoup plus loin. Chaque secteur est parcouru, de préférence de l'intérieur vers l'extérieur afin de mieux contrôler les doubles comptages.

Méthode de relevé

L'observateur s'arrête tous les 200 à 500 m (selon le terrain) le long de l'itinéraire localisé dans un secteur. Il écoute pendant au moins 5 minutes et cherche les tétras à l'aide de jumelles.
Dans certains cas (place de chant très importante, échanges fréquents entre deux versants rapprochés, territoire peu accidenté et peu boisé, etc., des observateurs fixes peuvent être placés (l'avantage des observateurs fixes est que les oiseaux ne sont pas dérangés).



Protocole d'échantillonage systématique des tétras en hiver. Source : PNR Ballons des Vosges

Paramètres mesurés

Sont reportés sur une fiche chaque contact visuel, le nombre d'individus, le sens de fuite, l'heure et l'espèce.
Le responsable du comptage notera aussi pour chaque matinée de comptage :
- les conditions météorologiques, le pourcentage de ciel couvert, et éventuellement la température,
- les conditions d'enneigement,
- la phénologie de la végétation.

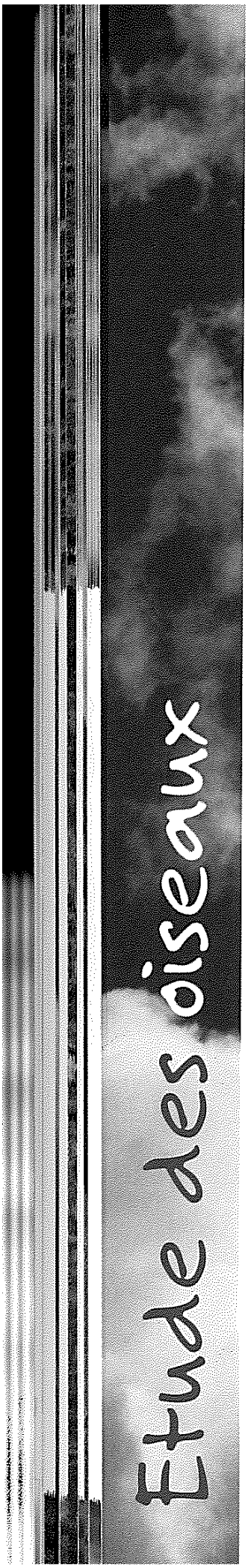
Il notera également si les observateurs ont été gênés par le vent, le brouillard ou les précipitations.
Tous les tétras entendus ou vus sont enregistrés (coqs chanteurs ou non, ainsi que les femelles).

Période de relevé

Il est souhaitable d'effectuer les comptages au cours du mois de mai, quand le chant est plus intense. De tels comptages peuvent également avoir lieu en hiver. Les observateurs doivent être en place sur leurs secteurs avant l'aube, c'est-à-dire environ une heure avant le lever du soleil. Le comptage doit se faire dans les deux premières heures du chant car ensuite certains coqs se déplacent beaucoup. Les comptages se terminent donc toujours avant 8h00 (heure légale française d'été).
Les périodes et heures de comptages influent plus sur le pouvoir de détection des observateurs que sur l'activité du chant des coqs.

Fréquence de relevé

Le dénombrement doit comprendre plusieurs visites espacées de quelques jours afin de prendre en compte les variations journalières de l'activité du chant. Les résultats des comptages pouvant varier d'un jour à l'autre, indépendamment des conditions météorologiques, il est indispensable de faire au moins trois



comptages chaque printemps pour obtenir un bon indice du nombre de coqs.

Matériel

Chaque observateur (ou équipe), mobile, dispose d'une montre, de jumelles (8x30), d'un crayon, d'une fiche d'observation et d'une carte de son secteur sur lesquelles il indique le nombre, le sexe et la localisation des oiseaux observés ou entendus. Un altimètre peut éventuellement être utile pour localiser les observations sur la carte.

Conditions de réalisation

Lorsqu'une des conditions suivantes se présente le matin du comptage, il faut annuler et reporter l'opération :
- brouillard,
- pluie persistante,
- chute de neige,
- vent bruyant.

Un comptage peut cependant être réalisé sous un ciel couvert et accompagné de quelques gouttes de pluie, même si ces conditions retardent un peu le début du chant.
La présence de plusieurs observateurs est souhaitée.

Compétences requises

Les observateurs doivent savoir distinguer les deux chants du coq :
- le roucoulement semblable à celui du pigeon,
- le chuintement.

Ils doivent aussi connaître le caquètement nasal de la poule.

➠ Type de données recueillies

On obtient un nombre d'individus par secteur.
Les plans de comptage (limites des secteurs et itinéraires d'observation) peuvent être numérisés sur une carte au 1/25000e.

Une fois rassemblées toutes les données, on effectue des calculs. Il est possible de calculer :
- le nombre de coqs par secteur,

La confrontation des résultats de différents observateurs permet d'éliminer les doubles comptages en fonction des localisations sur les cartes et des heures d'observation.
- la taille des groupes,
- la densité, notamment la densité d'oiseaux par unité de surface (surface du secteur).

Le calcul de la densité (mâles / 100 ha par exemple) pour une comparaison entre différentes zones d'études est délicat. En effet, pour réaliser ce calcul, il faut connaître la surface du biotope potentiel de l'espèce pour chaque zone d'étude et la dénombrer chaque année. Ceci nécessite une connaissance fine de la répartition des tétras et des habitats sélectionnés.

➠ Analyse des données

On retient le comptage maximum comme indice annuel puisqu'il traduit un nombre minimum de coqs véritablement présents un jour, même si tous n'ont pas été des coqs résidents ou territoriaux.

Pour pouvoir définir statistiquement la tendance des effectifs de coqs et préciser si les effectifs sont en régression ou en accroissement, il faut au moins six années de données. Afin de pouvoir juger de la validité des comptages et aussi pour définir la tendance des effectifs, il est important de donner les surfaces effectivement dénombrées. Si on constate que les mêmes secteurs et les mêmes surfaces ont été recensés chaque année, la comparaison est alors possible.

Afin de pouvoir comparer d'une année à l'autre et pour différents territoires d'étude, les résultats des opérations de comptage, il est indispensable d'adopter une présentation standard du rapport de comptage.

🕮 Pour en savoir plus

D'après « Méthode de dénombrement des tétras lyre mâles au chant et présentation des résultats ». Notes techniques, Bulletin mensuel de l'ONC n°139, octobre 1989, Fiche n°59.

PN des Ecrins.

Fiche méthode n°4.4

Dénombrement d'oiseaux nicheurs territoriaux

Méthode des plans quadrillés (cartographie des territoires)

➠ Principe de la méthode

Cette méthode des plans quadrillés consiste à déterminer le nombre d'oiseaux (couples, familles, colonies) de toute espèce nichant sur un site de surface définie, étudié par des visites répétées et standardisées. Il s'agit de noter précisément les mâles chanteurs de chaque espèce en essayant d'enregistrer le maximum de contacts simultanés, de manière à obtenir une image précise des territoires des différents couples (BLONDEL, 1965, 1969 ; FERRY et FROCHOT, 1968 ; FERRY, 1969).
La méthode peut aussi être utilisée pour des espèces coloniales ou non territoriales.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Localisation des échantillons

La zone d'étude choisie doit être un biotope le plus homogène possible (lande, forêt de feuillus...).

Taille des quadrats

Leur superficie est en général de 8 à 30 ha au grand maximum, l'idéal étant une dizaine d'hectares qui pourront être considérés comme représentatifs d'une zone bien plus vaste par la suite. On choisit de petites parcelles (10 à 30 ha en général lorsque l'on travaille sur de petites espèces d'oiseaux ou bien en milieu milieu fermé (forestier), et des grandes parcelles (50 à 200 ha ou 40 à 100 ha selon les références bibliographiques) pour les espèces à vastes territoires (100 à 200 hectares pour les pics les ou les pigeons) ou dans un milieu ouvert.

Nombre et durée des visites

Les résultats sont conditionnés par le nombre de visites réalisées. Le nombre et la durée des visites ne sont ni définis ni limités, mais ils doivent être assez importants pour que l'observateur atteigne, à la fin du printemps, une connaissance quasi exhaustive du peuplement d'oiseaux ayant niché sur le quadrat.
Un test fait sur l'espèce la moins bien représentée sur le site permet d'évaluer le nombre de visites nécessaires. Toutefois il est recommandé de réaliser un nombre minimum de 8 visites en milieu ouvert et de 10 en milieu fermé (c'est-à-dire 8 ou 10 parcours de l'ensemble des itinéraires du plan quadrillé).
BLONDEL (1965) précise que 4 à 6 dénombrements donnent de bons résultats si le rendement de la population est au moins égal à 50 % (voir ci-dessous).

> Le rendement d'un couple est une notion qui s'assimile au « coefficient de détection » d'une population.
> Le rendement spécifique permet de calculer le nombre théorique minimum de dénombrements à effectuer pour avoir enregistrer un certain seuil de la population.
>
> RS = NRC x 100 /NTC
>
> Avec NTC (nombre théorique de contacts) : nombre de cantons trouvés pour une espèce, multiplié par le nombre de visites, et NRC (nombre réel de contacts) : nombre total de contacts obtenus avec les mâles chanteurs des différents cantons observés, c'est-à-dire ceux sur lesquels une observation de ce type a lieu.
> Ainsi, si un couple d'une espèce sédentaire a été noté 10 fois lors de 15 recensements, son rendement est de 67 %.
> On calcule ensuite le rendement spécifique moyen. Il se calcule à l'issue de la saison de dénombrement car il impose de connaître la totalité des contacts pour une espèce et le nombre d'occasions de contacts.

Méthode de relevé

Dans un premier temps il faut réaliser un plan précis où figurent tous les objets susceptibles de permettre une localisation précise, sur le terrain, de l'emplacement des oiseaux contactés. Il s'agit de repères visuels naturels (arbres, piquets, haies, murets, constructions, lisières, chemins, limites de propriété, etc.) ou artificiels. Il faut ensuite réaliser un calque de ce plan de référence sur lequel seront reportés tous ceux du terrain.

> Sur la RNR des Monts de Baives, la photo aérienne (IGN) a été utilisée, sur laquelle a été appliquée un fond de carte IGN à l'échelle de 1/2200ème. Sur cette carte a été appliquée une maille de 50 x 50 m. Les nombreux points de repère (chemins, château d'eau, chapelle, limites de propriété...) présents grâce à l'association de la carte topographique et de la photo aérienne permet de localiser précisément les oiseaux chanteurs sur la fiche de relevé. Pour chaque visite, l'observateur est donc muni d'une fiche de relevé au format A3 quadrillé avec la maille 50 x 50 m pour plus de précision chaque maille a été redivisée en 4.

Les visites sur le terrain se réalisent en progressant lentement à une vitesse constante de 1 à 2 km/h en marquant des points d'arrêt fréquents les plus courts possibles. L'idéal est une progression linéaire alternative en lignes parallèles espacées de 50 m environ. Aucun point de l'itinéraire ne doit se trouver à plus de 100 m du passage de l'observateur, afin de détecter tous les chants des différentes espèces présentes. Au cours de chaque sortie, l'observateur note les contacts avec les oiseaux, notamment les mâles chanteurs de chaque espèce. Il peut augmenter les

chances de trouver les oiseaux en utilisant la méthode de la repasse.
L'observateur positionne la localisation de tous les oiseaux vus ou entendus, sur le plan ou sur un calque superposé à ce fond de carte représentant une parcelle échantillon du milieu étudié, à raison de un par espèce. Un nouveau calque est utilisé à chaque visite.
En fonction des moyens dont il dispose, l'observateur :
- utilise une fiche ou calque par espèce,
- enregistre éventuellement vocalement les contacts sur un dictaphone,
- localise l'oiseau sur le plan à l'aide d'un numéro et note les observations sur un répertoire.

Quand un oiseau est entendu mais non localisable sur le plan, il faut prendre l'azimut de sa direction avec une boussole, puis progresser à nouveau de 50 mètres au moins, reprendre son azimut, les deux lignes ainsi tracées sur le plan permettent un repérage précis. Deux ou trois repères espacés d'au moins 50 mètres suffisent à positionner le point recherché.

Paramètres mesurés

Les contacts avec les oiseaux sont positionnés avec précision en notant :
- l'espèce rencontrée,
- le stade de développement (adulte, poussin, juvénile),
- les activités (nourrissage, alarme, chant).

L'ensemble des paramètres, le sexe, le chant et d'autres activités sont enregistrés sur la carte avec des lignes joignant les enregistrements d'un même oiseau et des lignes coupées indiquant un enregistrement simultané d'oiseaux différents (BAILLIE, 1990). La notation des contacts selon une codification précise peut faciliter la synthèse finale des données :
- pour l'ensemble des espèces contactées on peut utiliser le code Euring, par exemple pour la mésange charbonnière : « Par maj »
- en fonction du type d'activité au moment du contact des abréviations peuvent être utilisées :

par exemple pour une espèce (X = n° de la sortie/visite)

X	Simple contact visuel
X̲	Un contact avec un oiseau criant
✱	Contact sonore avec un oiseau qui a été vu ou exactement localisé
✱ ?	Contact sonore avec un oiseau qui n'a pas été localisé exactement
✱ ✱	Deux contacts avec le même oiseau, déplacement
X - - - - ✱	Contact simultané de deux oiseaux d'une même espèce
X•	Nourrissage
XX	Bagarre entre deux individus d'une même espèce

Exemple de notation

De même quand elle a été établie avec certitude, la direction de fuite d'une espèce est notée par une flèche sur la carte.
Pour chaque contact avec un oiseau, un indice de reproduction sera affecté. On en distingue trois types (voir aussi tableau page 144) :
- les indices certains : construction de nids et/ou transport de matériaux, alarme des adultes, nourrissage des jeunes, nid découvert, observation d'immatures non émancipés.
- Les indices probables : observation d'un couple, parade d'un mâle seul ou d'un couple, accouplement, chant, interaction ou poursuite entre mâles.
- Indices possibles : observation d'un individu d'une espèce.

Il est indispensable de décrire toutes les caractéristiques de la parcelle (la présence de haies, de phragmitaies et leur localisation, de clôtures, chemins, la végétation dominante...). D'après HERMANT et FROCHOT (1997), il est possible à partir de la méthode des plans quadrillés de recueillir des caractéristiques des milieux des « territoires » en codage flou à partir de sept variables. Il s'agit de :
- la physionomie de la végétation,
- la nature de l'espèce végétale dominante,
- la couverture de la strate herbacée,
- la couverture de la strate arbustive,
- la couverture de la strate arborescente dominée,
- la couverture de la strate arborescente dominante,
- la topographie.

D'autres informations sont notées : nom de l'observateur, conditions météorologiques, date, heure de début, heure de fin.
Parallèlement à l'étude, les oiseaux qui utilisent le site étudié pour diverses raisons (nourriture, halte migratoire, repos) peuvent également être notés.

Période de relevé

Cette méthode s'appliquant particulièrement aux passereaux, elle suppose une stabilisation des oiseaux et ne peut être utilisée qu'au cours de la période de reproduction. Les visites sont donc étalées sur cette période (début mars à fin juin ou début juillet environ). Elles toucheront de façon plus sûre les oiseaux véritablement nicheurs courant mai.
Les relevés sont faits aux heures où l'activité vocale des oiseaux est la plus importante, c'est-à-dire aux premières heures du jour (6h00 à 10h00). Une visite de moins d'une heure est inutile ; de plus de 5 heures, le rendement de l'observateur diminue. Il est parfois intéressant d'effectuer des visites tôt le matin et d'autres en fin de soirée afin de contacter des espèces qui chantent surtout le matin et d'autres préférant se manifester le soir.

Fréquence de relevé

L'observateur parcourt plusieurs fois l'itinéraire au cours de la période de reproduction : 2 à 4 visites par mois, ce qui représente un effort échantillonnage global de 8 à 10 visites sur la zone étudiée, une quinzaine de visites étant l'idéal (une par semaine de la mi-mars au 1er juillet).
Il convient d'éviter de réaliser deux visites le même jour. Dans un souci d'efficacité, les observateurs peuvent se répartir les dates de passage (à plus ou moins 5 jours par quinzaine) afin d'éviter les doubles dénombrements ou trop proches les uns des autres.

Dans la RNR des Monts de Baives, la période d'enquête a eu lieu de mars à juin, au total il y a eu 10 passages répartis de la façon suivante : 3 passages en mars ; 5 passages en avril ; 1 passage en mai ; 1 passage en juin.

Conditions de réalisation

- L'observateur doit savoir identifier et trouver les oiseaux, même dans une végétation dense, et connaître avec précision sa position et celle de tout oiseau contacté sur la parcelle.
- Il faut détailler au maximum les conditions météorologiques car elles influent sur le nombre et la ponctualité des contacts. Les conditions requises sont absence de vent violent et de pluie.
- Il faut prévoir de consacrer des visites nombreuses et régulières (grand nombre de matinée au recensement d'un seul quadrat). Il faut donc faire preuve d'une grande rigueur tout au long de l'étude afin de ne pas entraîner des biais dans les résultats. Il faut également une bonne organisation de l'emploi du temps afin d'appréhender le mieux possible la dispersion spatio-temporelle des espèces nicheuses.

Recommandations

- Il est important de ne pas stationner trop longtemps au même endroit car cela peut aboutir à une augmentation de contacts et une distorsion des résultats.
- Changer le sens du parcours et le point de départ de l'itinéraire peut s'avérer nécessaire pour une bonne homogénéité de la prospection.
- Un certain allègement de la méthode consiste à limiter la liste des espèces recensées, ce qui permet d'optimiser la taille du quadrat choisi (à condition de bien choisir les espèces retenues) et aussi les dates des visites de terrain.

Avantages et inconvénients

Avantages

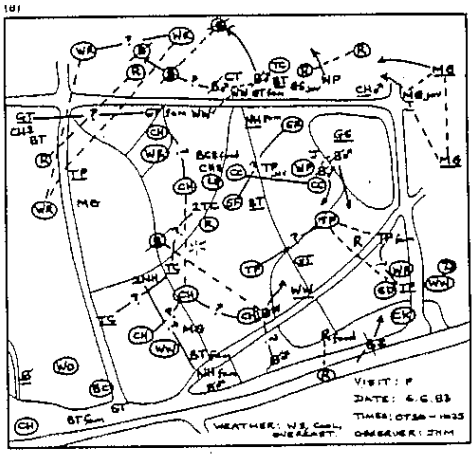
- Cette méthode est sans nul doute une des plus précises actuellement.
- Elle s'avère bien appropriée pour étudier la distribution et/ou l'habitat d'une ou plusieurs espèces.

Inconvénients

- Cette méthode ne marche pas très bien avec les oiseaux qui n'ont pas un comportement territorial. Mais même avec les passereaux il peut y avoir des variations de détection : certains chantent sur plus d'un territoire et restent calmes quand ils se déplacent de l'un à l'autre. D'autres espèces peuvent être présentes en grande densité mais régresser dans la même saison si la reproduction échoue. La plupart de ces problèmes n'a cependant pas d'importance si la méthode est standardisée.
- La méthode est coûteuse en temps d'observation puisque l'observateur doit revenir plusieurs fois sur la même parcelle pour obtenir un nombre de données assez élevé, ce qui implique donc de ne recenser que des quadrats de superficie modérée
- La méthode n'assure pas une excellente comparabilité des résultats, car l'intensité de la prospection varie d'un site étudié à l'autre, mais elle fournit des densités en nombre de nicheurs par hectare.
- Les résultats peuvent différer d'un observateur à l'autre.
- Les territoires en limite de la placette procurent des difficultés de classification (MARCHANT, 1981) qui sont particulièrement importantes pour des espèces dont les territoires sont larges proportionnellement à la taille de la parcelle échantillonnée.

Traitement des données

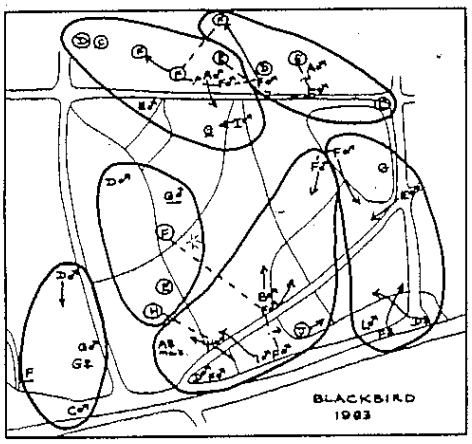
A la fin de la saison de dénombrement, les cartes de terrains générées pour chaque visite et contenant tous les enregistrements de toutes les espèces doivent être convertis en cartes des espèces. Les visites sont identifiées par des lettres.



Source : Repris de BIBBY et al. (1992)

Un premier document concerne chaque sortie de terrain (A, B, C...) avec la notation de toutes les espèces.

Pour chaque espèce, les enregistrements sont ensuite copiés à partir de toutes les cartes de terrain en une carte pour une unique espèce (ou report par superposition des calques sur une carte unique).



Source : Repris de BIBBY et al. (1992)

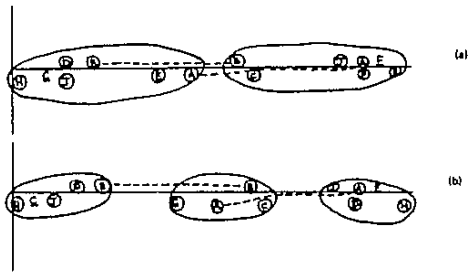
Les codes des espèces sont remplacés par les codes des visites sur la carte par espèce (voir figure b). Dans la pratique, il est possible de mettre différentes espèces sur la même feuille en utilisant des couleurs différentes et par la sélection des espèces rares ou communes ou couples qui occupent différents habitats.

On relie entre eux les localisations de tous les signes sur une série de visites pour estimer la localisation et le nombre de territoires. Cela fait apparaître des « nuages de points » délimitant différents territoires, ou « cantons », correspondant aux zones de concentration des points d'observation. Chaque canton est particulier à un couple (nicheur) ou à un mâle célibataire. Certains enregistrements ne sont pas suffisants pour un groupe en eux-même. Ils doivent être intégrés au groupe le plus proche si cela ne l'agrandit pas trop.

... Fiche méthode n°4.4

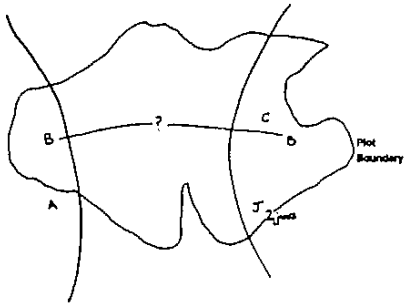
Pour obtenir un canton il faut au moins trois contacts avec le même mâle sur le même secteur sur 8 passages au total. Si on effectue 10 passages, il faudrait un minimum de 4 contacts pour être retenu comme un canton.
L'interprétation des cartes n'est pas un processus simple. Il peut y avoir plus d'une façon d'interpréter les données d'une carte. La plus grande difficulté de l'interprétation est de savoir quels enregistrements se réfèrent au même individu et lesquels sont différents. Ces problèmes peuvent être plus simples si les oiseaux sont marqués, ce qui est difficilement réalisable.

Source : Repris de BIBBY et al. (1992)



Il peut y avoir deux interprétations possibles d'un même enregistrement pour un oiseau (d'après Marchant, 1983). L'exemple a) ne semble pas satisfaisant car les enregistrements des visites ABC sont divisés en deux groupes. L'exemple b) donne trois petits groupes ce qui semble être meilleur parce que utilise ABC comme la base d'un groupe séparé.

Source : Repris de BIBBY et al. (1992)



Quand on cartographie des espèces à large répartition et mobiles il peut être difficile d'avoir suffisamment d'enregistrements pour être sûr des limites du territoire. Dans cet exemple un ou deux oiseaux ont été vus lors de la visite B. On ne sait pas s'il s'agit du même oiseau ou pas. D'autres enregistrements donnent l'impression de deux groupes. Seul un territoire est confirmé.

Si deux enregistrements sont séparés seulement de 2 jours et qu'il n'y a pas les 10 visites requises, le territoire n'est pas valide.

➠ Type de données recueillies

Cette méthode consistant à relever systématiquement chaque individu, en évitant autant que possible les doubles comptages, permet d'affirmer q'un relevé correspond à la totalité de l'avifaune présente repérée le jour en question. Elle fournit des densités absolues pour des espèces dont le comportement territorial est suffisamment affirmé.
On obtient aussi les données suivantes :
Richesse : nombre d'espèces ayant niché ou tenté de le faire. Le Nombre d'espèces varie au cours de la saison, en relation avec l'arrivée des oiseaux migrateurs.
Abondance : Le nombre de couples présents sur la réserve. On peut citer le nombre de couples par oiseaux liés à des milieux : humides, bocage, etc.
Dominance : C'est le rapport, en pourcentage, entre le nombre de cantons d'une espèce et le nombre total de cantons.
Densité : Nombre de couples pour 10 ha, qui se calcule de la façon suivante :
- Nombre de cantons pour 1 ha (et par espèce) : il suffit après étude de compter le nombre de territoires mis en évidence et de ramener le tout à l'hectare. Il est préférable d'utiliser les « cantons » plutôt que les « couples » car il existe des territoires occupés par des mâles célibataires.
- Nombre de couples pour un hectare : dans la plupart des études sur les oiseaux, c'est cette notion qui est retenue.

➠ Analyse des résultats

Les données peuvent être analysées statistiquement en employant une Analyse en composantes multiples (ACM) qui est une généralisation de l'Analyse factorielle des correspondances (AFC). Par cette méthode d'analyse, il est possible d'associer la position des territoires de chaque espèce à la position des modalités des différentes variables, ce qui permet de caractériser les habitats (voir figure n° 4 p57).

🕮 Pour en savoir plus

DECRONET (1997) ; BAILLIE (1990) ; BIBBY *et al.*, 42-65 1992 ; BLONDEL (1965) ; FERRY (non daté). ; FERRY et FROCHOT (1968) ; I.B.C.C. (1969). ; MARCHANT (1981) ; MULLER (1979 et 1985) ; POUGH (1947) ; POUGH (1950) ; HERMANT et FROCHOT (1997).

Fiche méthode n°4.5

Mesure de l'abondance relative
Suivi de population

Relevés par station d'écoute : Indices Ponctuels d'Abondance (IPA)

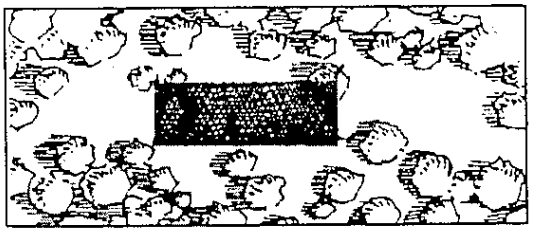
➠ Principe de la méthode

La technique des points contacts élaborée et décrite par BLONDEL, FERRY et FROCHOT (1970) et sa myriade de variantes, consiste à noter toutes les informations (souvent auditives, mais aussi visuelles) faites à partir d'un point fixe pendant une durée de comptage déterminée. Dans son principe cette méthode est analogue à celle des IKA (voir Fiche méthode suivante) à la différence près qu'au lieu de parcourir un itinéraire donné sur une distance de longueur connue, l'observateur reste immobile pendant une durée déterminée.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Taille des points contacts :
La zone choisie ne doit pas forcément être très homogène, mais d'une superficie de 30 ha au moins. Dans cette zone, l'observateur définit à l'avance un itinéraire et surtout un certain nombre de points d'arrêts, appelés points d'écoute. La superficie de la station, unité élémentaire d'échantillonnage, n'est pas définie par l'observateur contrairement à ce qui se passe pour bien des autres groupes zoologiques, mais elle est imposée par les oiseaux. Le rayon du point d'écoute est égal à la distance de détection qui varie elle-même avec chaque espèce. Il peut être de 300 mètres et plus dans le cas d'espèces à large territoire comme les pics, généralement de l'ordre de 100 m ou moins pour la plupart des passereaux. Dans la plupart des cas on pourra considérer un rayon de 25 x 25 m.



AEN (1994)

Plan d'échantillonnage IPA

Distance entre les points contacts
Ces points d'écoute sont disposés de telle manière que les surfaces observées à partir de chacun d'eux ne se superposent pas sinon quelques individus peuvent être comptés à plusieurs points. En général, les points sont distants d'au moins 200 mètres (en moyenne de 300 mètres). Pour les passereaux on estime entre 300 et 400 mètres la distance minimale à respecter.
Il peut être difficile de sélectionner les point dans un petit espace.

Nombre de points d'échantillonnage
Un seul IPA n'a pas de signification pris isolément. La description d'un peuplement d'oiseaux doit comporter un effectif d'IPA suffisamment important pour représenter la majeure partie des espèces et exprimer les abondances avec une certaine fiabilité, exprimée en particulier par un intervalle de confiance. Il n'y a pas un nombre de points idéal, mais l'expérience montre qu'il faut au moins une douzaine d'IPA pour représenter correctement un milieu homogène. Il en faut davantage si l'on recherche une plus grande précision ou pour étudier des situations complexes. Un minimum de 20 stations est suggéré.
Dans tous les cas, le nombre et la répartition des IPA (dans l'espace et éventuellement au cours des années) doivent être fixés dans le cadre d'un plan d'échantillonnage précis et parfaitement décrit, à partir duquel les données pourront être extrapolées. Même simple, ce dernier doit être élaboré en fonction des objectifs recherchés et décrit avec précision. Ces points seront repérés sur carte, et éventuellement sur le terrain.

Localisation des points contacts :
La sélection des points se fait par échantillonnage au hasard. L'échantillonnage peut être stratifié. On veut par exemple, étudier les effets de la succession des communautés d'individus dans un certains type de paysage. On peut alors localiser les stations au hasard dans les groupes représentant les différents étages de la végétation.

Durée d'écoute
Le temps d'écoute au cours duquel l'observateur note à chaque point d'observation, l'espèce et la totalité des contacts auditifs et visuels avec les oiseaux est généralement de 20 minutes.
Plus on reste longtemps sur le point, plus le nombre d'oiseaux détecté est important. Si l'on reste trop longtemps cependant il devient difficile de savoir si une nouvelle détection n'est pas un oiseaux déjà vu quelques minutes plus tôt. Dans la plupart des situations, une durée plus courte de 5 à 10 minutes est préférée.

... Fiche méthode n°4.5

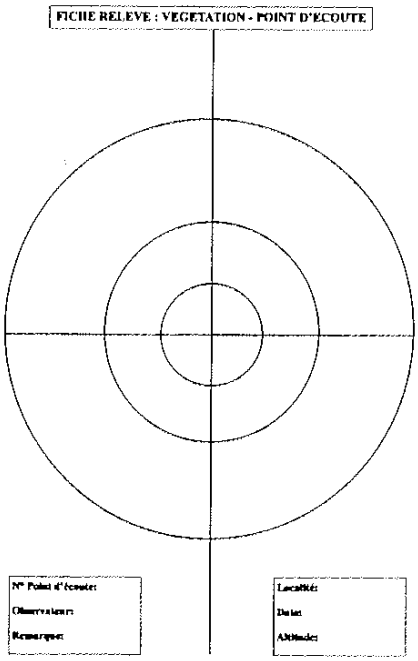
Des intervalles plus long peuvent être souhaités dans des secteurs avec une avifaune riche ou avec plus d'espèces difficiles à détecter, comme les forêts tropicales par exemple.

Méthode de relevé

L'observateur s'attache à repérer attentivement tous les oiseaux qui se manifestent. Il est souhaitable d'utiliser une fiche de terrain standardisée pour noter l'ensemble des contacts. La fiche de terrain est propre à l'observateur. Il peut être utile de préparer une liste des espèces potentielles sur le point d'écoute, ou bien de diviser l'espace en 4 pour mieux localiser les contacts. On peut aussi diviser le temps en 4 tranches de 5 minutes successives.

Paramètres mesurés

Tous les contacts auditifs ou visuels avec les oiseaux sont notés sans limitation de distance. Ils sont reportés sur une fiche prévue à cet effet à l'aide d'une codification permettant de différencier tous les individus et le type de contact par des signes différenciant les indices de statut social ou reproducteur (chant, cris, mâle, femelle, couple...).
Sur la fiche de relevé, le point ou station peut être matérialisé par un cercle dont le centre est virtuellement occupé par l'observateur. Ce système de notation à l'intérieur d'un cercle facilite le repérage spatial des individus contactés.



Source : F. BLANC (2002)

Dans le cadre d'une étude éco-ethologique d'un cortège d'oiseaux sur le site Natura 2000 du Madres-Coronat (RNN de Nohèdes et de Jujols), chaque contact d'oiseau a été localisé et noté sur un support papier comportant une figure avec 2 lignes formant un croix et plusieurs cercles correspondants aux distances de 25, 50 et 100 mètres. Ce type de figure permet d'être plus précis pour la localisation des contacts

Pour chaque espèce, on précise le nombre maximal d'oiseaux différents repérés depuis le point. En cas d'oiseaux très nombreux (colonie de corbeaux, ballet de martinets ...), l'observateur ne cherche pas obligatoirement à compter les individus, mais indique globalement une évaluation ou simplement la présence d'une concentration (colonie, bande en déplacement).

> Distance entre l'observateur et l'oiseaux
> Deux oiseaux présents avec la même abondance ne sont pas détectés de la même façon selon l'intensité de leur chant. Certains oisaux sont détectables à 30-40 m alors que d'autres le sont à 100 m. La méthode la plus sophistiqué consiste à mesurer la distance entre l'oiseau et l'observateur pour chaque oiseau. Si l'oiseau bouge, la distance à mesurer est celle à partir du point d'envol. Dans la pratique cette mesure est très difficile en végétation fermée. Cette distance doit être calculée pour éviter tout recoupement entre les observations ou au contraire, les oublis. Ne pas l'estimer biaise les résultats.

On fera aussi une description simple de l'habitat, incluant si possible les ressources de nourriture, par exemple dans un rayon de 100 m autour de la station.
Il est utile de pointer chaque station à l'aide d'un GPS.

Matériel

Un carnet de note ou fiche d'observation, crayon, jumelles.

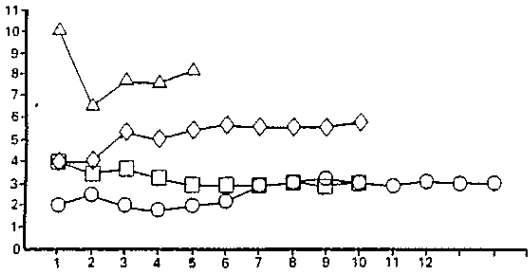
Période de relevé

Chaque point doit faire l'objet d'au moins deux dénombrements en période de reproduction, l'un au début du printemps avant fin avril, l'autre en fin de printemps avant fin juin. La première visite permet de contacter d'abord les espèces sédentaires, les migrateurs et nicheurs précoces (pics, sitelles, mésanges, hérons cendré, gorges bleues...) soit de fin mars à fin avril en plaine. La seconde visite a lieu dès que les migrateurs ou nicheurs tardifs sont installés (fauvettes de jardins, rousserolles, pies-grièche écorcheur...) et durant la période où ils se manifestent soit de mi-mai à mi-juin en plaine. L'observateur peut adapter ces dates au climat régional, en les décalant par exemple de quelques jours, voire de quelques semaines en montagne.

Les dénombrements sont réalisés de bonne heure le matin dans les 3 heures qui suivent le lever du jour (exceptionnellement 4, certains jours) car il s'agit de la période où les oiseaux se manifestent le plus.
Le sens du circuit peut être inversé d'une visite à l'autre, afin que certains points ne soient pas prospectés uniquement au lever du jour et d'autres toujours en fin de matinée. Mais attention, ceci peut induire un biais, la période d'activité n'étant pas la même pour toutes les espèces.

Fréquence de relevé

D'après ROBERTS K.A. (1991), si le but est d'obtenir le calcul de la densité de la population, les points contacts doivent être répétés dans la même station à des intervalles de temps définis au hasard jusqu'à ce que la courbe croissante d'estimation de densité se stabilise (voir figure page suivante).



Courbe croissante d'estimation de densité

Conditions de réalisation

– Les comptages sont effectués avec des conditions de date, heure, et météorologie très contrôlées. Ils doivent être effectués dans des conditions météorologiques favorables, c'est-à-dire celles qui permettent aux oiseaux de chanter et qui assurent la visibilité : on élimine les matins de froid anormalement vif, de forte pluie, de vent ou de brouillard. Lorsque les oiseaux ralentissent fortement leur activité en cours de matinée, par exemple avec apparition du vent ou de chaleur, l'observateur doit interrompre les comptages.

– L'expérience montre qu'on ne peut guère réaliser plus de 4 ou 5 comptages ponctuels en une matinée, en raison de la baisse de la repérabilité des oiseaux et de l'attention de l'observateur (10 points selon BIBBY (1992), mais sur un temps plus court).

– Les deux sessions de dénombrement doivent être réalisées strictement au même emplacement, qui aura été préalablement repéré cartographiquement à l'aide de GPS.

Expérience requise

La méthode des IPA comme beaucoup de méthodes dites relatives exige de ceux qui la pratiquent une certaine maîtrise et de l'habitude : elle ne serait pas immédiatement utilisable par des observateurs non préparés (FROCHOT *et al.*, 1990). L'observateur doit être très vigilant et très performant. Il doit être familiarisé avec toutes les espèces d'un espace et doit être capable de distinguer des chants similaires.

Recommandations

– Si la végétation est trop dense pour observer tous les oiseaux dans de bonnes conditions, la densité à un point contact doit être estimée à partir d'une période d'observation plus grande. Le temps optimum peut être estimé à partir du temps de déclin de nouveaux contacts.

– L'observateur devra se limiter aux stations échantillonnées et ne pas se laisser tenter par des stations où le nombre d'oiseaux en vue est important. Il se peut même que certaines stations n'enregistrent aucun oiseau (ROBERTS, 1991).

– Le même observateur doit utiliser les mêmes points tous les ans. Si l'observateur change, le parcours doit être considéré comme nouveau.

– Pour les comptages successifs, l'heure de la journée doit être la même.

– La période exacte doit être déterminée par les conditions climatiques ou environnementales.

➠ Avantages et inconvénients

Avantages

– Cette méthode a pour principaux avantages d'être rapide : faible temps passé en chaque point.

– Elle est d'une plus grande souplesse d'utilisation que d'autres méthodes, même vis à vis de contraintes comme les conditions météorologiques qui ne diminueraient pas son rendement (BOURBON *et al.*, 1981).

– L'observateur a la possibilité de multiplier les points dans le milieu pour travailler sur un grand échantillon, ce qui autorise les comparaisons statistiques.

– Le parcours n'est pas systématiquement linéaire.

– La reproductibilité de la méthode est bonne.

– Le coût de la méthode est assez faible (FROCHOT *et al.*, 1990). Il décroît avec des populations de faible densité

– Cette méthode ne nécessite aucune préparation du terrain et est utilisable dans des milieux plus morcelés et accidentés que ceux utilisés par la méthode des I.K.A. puisqu'elle est moins exigeante en terrain. Pour ces raisons, elle est plus adaptée à toutes les études touchant aux relations oiseaux/milieu : structure qualitative et quantitative des populations dans différents stades d'un même groupement forestier ou dans des groupements différents, détermination précise de l'habitat optimum des espèces, etc.

Inconvénients

- Ce type de méthode ne permet pas de fournir directement des densités.
- La méthode ne peut pas s'appliquer aux espèces à grand rayon d'action, ni à certaines espèces comme les pics, audibles de très loin.
- Il y a des risques de confusion entre les différents oiseaux chanteurs au bout d'un certain temps d'immobilité.
- La détection est beaucoup plus faible qu'en marchant des espèces discrètes et peu abondantes.
- Le temps d'écoute est une contrainte.
- Le nombre de doubles comptages augmente avec la densité car il devient délicat d'isoler les uns des autres les différents individus.
- Le rayon de détection varie évidemment en fonction des espèces (ce qui empêche les comparaisons d'abondance entre les espèces).
- Avec un diamètre de 25 mètres, 10 points comptés dans une session de terrain couvre seulement 2 ha. Par comparaison, un transect de 8 km avec une distance similaire couvre 40 ha. L'autre inconvénient avec une distance fixe est que certaines observations doivent être ignorées (celles en dehors du cercle). C'est moins difficile avec les transects car il est toujours possible d'enregistrer les oiseaux qui volent au dessus du transect

➠ Traitement des données

A la fin de la saison, l'observateur possède, pour chaque point, les listes correspondant aux deux comptages successifs.

Le résultats global est reporté sur une fiche d'IPA standard, où chaque comptage est exprimé en

couple. Sont alors considérés comme couple :
- les mâles chanteurs,
- les couples observés,
- les nids occupés,
- les groupes familiaux.

On attribue la valeur 1 pour un couple et la valeur 0,5 pour un oiseau vu ou entendu (valeur 1/2 couple).

Pour chaque espèce, un IPA principal peut être calculé. Il correspond à un indice d'abondance.

> IPA par temps d'écoute et par espèce = Nombre de couples par espèces constatées / Durée (en mn) d'écoute par visite

Après report de toutes les espèces, la fiche d'IPA contient la liste définitive des abondances pour le point et l'année d'observation considérée.
On retient l'indice d'abondance maximal, obtenu à l'une ou l'autre des deux visites (ou sur la totalité des visites) pour chaque espèce. Cette plus forte valeur est reportée en tant qu'IPA.

L'abondance d'une espèce peut être exprimée par un IPA moyen et son écart-type.

FROCHOT *et al.* (1990) signalent que diverses études ont montré que l'abondance ainsi mesurée reste sensiblement proportionnelle à la densité (exprimée par exemple en couples / 10 ha) dans beaucoup de cas mais s'en écarte légèrement pour les fortes densités.

> Conversion des IPA en densités absolues :
> La comparaison directe entre IPA d'espèces distinctes n'est pas possible du fait de la différence de « détectabilité » des espèces, liée surtout à la puissance et la fréquence de leurs émissions sonores. Pour remédier à cette différence de détectabilité entre espèces, BLONDEL, FERRY et FROCHOT (1970) proposent pour cette méthode des IPA comme pour celle des IKA, le calcul de coefficient de conversion (voir Fiche pratique 4.C page 139).

➠ Types de données recueillies

Pour l'ensemble du peuplement, on obtient une description quantifiée de sa richesse spécifique et de sa composition. Cette méthode sert à déterminer l'abondance relative des espèces et permet de fournir des données quantitatives et qualitatives précises sur l'avifaune nicheuse. Elle permet d'obtenir des données précises sur les densités spécifiques de l'avifaune et son organisation en fonction des diverses caractéristiques du milieu.

➠ Analyse des résultats

L'IPA permet de comparer l'abondance relative d'une espèce dans des milieux différents à condition que la détectabilité de l'espèce soit constante. On peut aussi comparer des IPA d'une espèce dans un même milieu plusieurs années de suite et faire apparaître une évolution en fonction de certaines variables (météorologie par exemple). Ces comparaisons se font espèce par espèce.

Comme pour les autres méthodes, on peut interpréter les IPA de deux manières :
- Etude d'un territoire donné : IPA effectués en milieux hétérogènes.
- Etude écologique en fonction d'une variable (altitude, formations végétales, etc...). Dans ce cas, un relevé phytosociologique sérieux doit être opéré pour chaque station.

🕮 Pour en savoir plus

BIBBY (1992) ; BLONDEL, FERRY et FROCHOT (1970 ; 1981) ; BOURBON et BOURNAUD (1981) ; MULLE (1987) ; REYNOLDS *et al.* (1980) ; ROBERTS (1991) ; FROCHOT et ROCHE (1990) ; I.B.C.C. (1977).

Fiche méthode n°4.6

Mesure de l'abondance relative
Suivi de population

Transect : Indices Kilométrique d'Abondance (IKA)

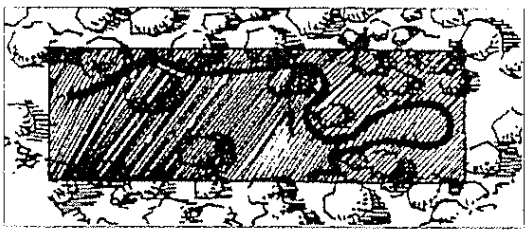
➠ Principe de la méthode

La méthode des IKA repose sur la méthode des transects. Elle consiste, dans un milieu choisi, à marcher en ligne droite sur une distance donnée, en comptant tous les oiseaux vus ou entendus. Cette méthode a été définie par FERRY et FROCHOT (1958) pour une étude en milieu forestier mais peut s'appliquer à tout milieu suffisamment homogène.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

A partir d'une carte IGN, ou d'une carte plus précise du site étudié, on trace un itinéraire empruntant les routes et chemins qui se trouvent sur le territoire défini au départ. Il est indispensable que le tracé de l'itinéraire traverse tous les types de biotope de la zone observée, en étant le plus linéaire possible afin d'éviter les doubles comptages. Le cheminement est sélectionné en relation avec les buts du suivi mais est conditionné par l'accessibilité. Il y a un risque d'introduire des biais en sélectionnant des accès faciles.
L'itinéraire à prospecter doit être rectiligne, d'une longueur connue et comprise entre 500 et 1 000 mètres. En deça de 500, les contacts sont trop peu nombreux, au delà il est difficile de trouver un milieu homogène. L'observateur peut choisir de ne relever les oiseaux que d'un seul côté du trajet ou des deux côtés. Lorsqu'un oiseau passe de l'autre côté de l'axe de progression, il y a lieu de confirmer (courte attente, nouveau passage) la localisation probable du nid afin de prendre en compte ou non l'individu.



AIEN (1994)

Plan d'échantillonnage IKA

Méthode de relevé

Il s'agit de parcourir un trajet déterminé à l'avance à vitesse faible et constante (1 à 2 km/h en marquant un temps d'arrêt tous les 20 mètres environ) et de comptabiliser tout contact, visuel et auditif avec chaque espèce d'oiseau rencontrée sur ce trajet rectiligne sur une largeur d'environ 200 m.
L'observateur parcourt l'itinéraire une à deux fois (tôt le matin et par beau temps).

Paramètres mesurés

On note l'heure du contact, le nombre ainsi que le type de milieu sur lequel l'oiseau est rencontré.
Tous les oiseaux sont notés sans localisation précise. Un signe différent est adopté suivant le type d'observation : oiseau vu ou entendu, mâle chantant, oiseau bâtissant, groupes familiaux (adultes avec jeunes), construisant un nid (transport de matériaux), nids occupés (contenant œufs ou poussins). Seuls les oiseaux cantonnés sont notés.
Une recherche rapide de nids peut être réalisée s'ils se trouvent à proximité immédiate du trajet.
Dans certaines pratiques, notamment en Angleterre, l'angle de chant et la distance de chaque oiseau à l'observateur sont enregistrés (ROBERTS, 1991). La distance peut être mesurée avec des échelles (0-10 m ; 10 – 20 m...) ou chaque mesure individuellement. Dans tous les cas la distance est perpendiculaire au transect.

Matériel

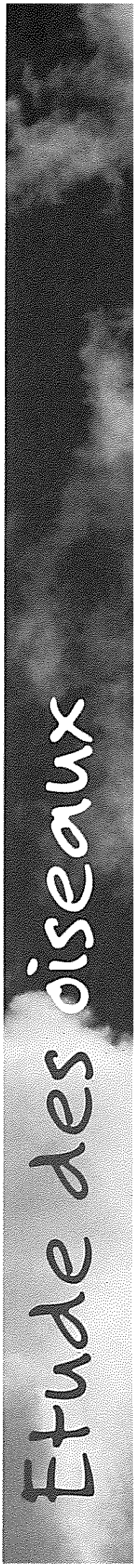
Jumelles, carnet de note (fiche de terrain) et crayon.

Période et fréquence de relevé

La méthode peut être utilisée tout au long de l'année, mais la période d'observation préconisée est celle où l'activité des oiseaux est maximale. L'observateur effectue un minimum de deux sorties au cours de la période de reproduction. Il est nécessaire d'effectuer plusieurs fois le même trajet pour tenir compte des nicheurs précoces et des nicheurs tardifs. Un relevé est fait en début de saison (avant le 20/25 avril) puis un autre en fin de saison. Aucun relevé n'est effectué après la mi-juin. Durant la période de nidification il peut être intéressant d'avoir deux visites pour obtenir la période de plus haute activité des espèces sédentaires et migratrices.

Conditions de réalisation / restrictions

- Il faut disposer de chemins convenables pour placer le transect.
- La méthode n'est pas valable pour les espèces à trop grand territoire ou pour les espèces trop peu abondantes.
- Cet indice doit être calculé lorsque la population ne reçoit aucune variation (ni migrations, ni naissances).



... Fiche méthode n°4.6

Recommandations

- Il est important que le circuit soit réalisé par les mêmes personnes pour éviter toute fluctuation liée à l'observation.
- La réalisation du trajet en retour permet de confirmer ou préciser certaines informations, sans toutefois renoter les contacts.
- Les identifications douteuses sont à éliminer.

Avantages et inconvénients

Avantages

- La méthode très souple peut s'appliquer en dehors des périodes de reproduction.
- L'I.K.A. reste un outil simple à utiliser et permet de connaître le rapport « type d'espèce-biotope ».

Inconvénients

Son emploi est soumis à diverses contraintes :
- difficulté d'établir un plan d'échantillonnage (conditionné par l'accessibilité). Dans bien des milieux, il n'existe ni cheminement à peu près rectiligne, ni point de repères utilisables pour mesurer les distances.
- Pour obtenir de bon résultats, la méthode des IKA est très exigeante en « terrain ».
- Les oiseaux sont comptés une seule fois. Si une espèce est abondante, il y a des risques de double comptage. Les espèces qui se déplacent sans bruit entre deux places où elles chantes peuvent créer des confusions. En chantant un oiseaux peut en stimuler d'autres. Cela arrive moins à des faibles densités.
- Les transects sont plus dépendant de l'observateur que la cartographie des territoires pour laquelle les visites répétées donnent plus de chances de trouver chaque couple d'oiseau.

Traitement des données

En fin de saison chaque dénombrement est analysé et les notes prises pour chaque espèce sont traduites en chiffres.
Sont considérés comme couple les cas confirmant une reproduction effective : les mâles chantants, les oiseaux en train de bâtir, les nids occupés, les groupe familiaux. Un oiseau vu ou entendu criant est considéré comme un demi couple.

L'exploitation des données consiste, pour chaque espèce, à diviser le nombre de couples obtenus par la longueur du trajet de dénombrement exprimée en kilomètres. Cette opération donne un chiffre qui est appelé « Indice Kilométrique d'Abondance ».

> IKA = Nombre de couples obtenus de chaque espèce (nombre de couples par espèce constatée) / Longueur de l'itinéraire (Km)

On ne retient pour chaque espèce que l'IKA le plus élevé obtenu au cours de la saison sur la totalité des visites.

L'IKA obtenu n'est pas une densité réelle. Pour l'obtenir il faut pratiquer un relevé du type plan quadrillé, puis un IKA sur une parcelle témoin, afin d'obtenir un coefficient de conversion (voir Fiche pratique 4.C page 139).

> La densité réelle ne pourra être obtenue qu'en multipliant l'IKA par un coefficient spécifique rendant compte de la distance à laquelle chaque espèce est « accessible » à l'observateur. C'est pour cette raison que l'on ne peut pas comparer entre eux les IKA de deux espèces. Si on connaît la valeur de l'IKA pour une espèce dont la densité est par ailleurs connue (méthode des plans quadrillés), le coefficient de conversion pour cette espèce est C = D / IKA.

Analyse des données

L'interprétation doit considérer les variations saisonnières de détectabilité dues au mode de vie des oiseaux, aux conditions météorologiques et à la végétation.
Les IKA de deux espèces ne sont pas comparables du fait des différences de détectabilité entre espèces, par contre, on peut comparer des IKA pour une même espèce. Grâce au calcul de la densité, on peut comparer les comptages de différentes années et affirmer si les populations sont en augmentation, en stationnement ou en diminution. Les résultats sont en général exprimés sous la forme graphique. Par exemple on peut construire des courbes d'abondance pour exprimer l'évolution d'une avifaune.
Si la méthode est utilisée dans un milieu hétérogène, aucune comparaison ne sera donc possible avec d'autres relevés régionaux.

Pour en savoir plus

BIBBY *et al.* (1992) ; FERRY et FROCHOT (1958) ; ROBERTS (1991).

Fiche méthode n°4.7

Mesure de l'abondance relative

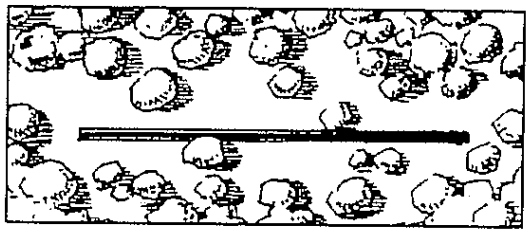
Méthode des itinéraires-échantillons (I.R.A.)

➠ Principe de la méthode

L'observateur parcourt un itinéraire de longueur déterminée en un temps connu et note les " contacts " visuels ou auditifs qu'il a avec les oiseaux .
Dans cette méthode, il faut donc à la fois respecter une longueur (comme avec les IKA) et un temps (comme avec les IPA).

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage
L'itinéraire à suivre est de longueur connue, le plus linéaire possible (1 à 2 km en général) et est situé dans un milieu assez homogène (forêt, bocage, lande...).



ATEN (1994)

Plan d'échantillonnage IRA

Méthode de relevé
Tous les contacts spécifiques (visuels et auditifs) pris avec les oiseaux, jusqu'à une distance moyenne de 25 m de part et d'autre de l'axe de progression, sont systématiquement notés sans localisation précise mais en définissant le type de contact (chant, cri, vue).
L'itinéraire est parcouru à une vitesse constante d'environ 1 km/h (1 à 2 km/h).
Une codification est adoptée pour chaque espèce.

Période et Fréquence de relevé
L'observation est répétée 1 à 2 fois par mois.

Conditions de réalisation
L'idéal est d'opérer par beau temps, sans vent, si possible tôt le matin.

➠ Avantages et inconvénients

Inconvénients
On ne peut pas comparer des itinéraires échantillons entre eux.

➠ Traitement des données

A la fin d'une série de sondages, dans un même milieu, les contacts de toutes les espèces sont comptabilisés. Les contacts pris avec chaque espèce sont ensuite divisés par ce chiffre total et traduits en pourcentages représentant l'indice relatif d'abondance (IRA) de l'espèce considérée.

Indice Relatif d'Abondance = Nombre total de contacts pour une espèce / Nombre de contacts, toutes espèces confondues.

On peut aussi calculer un nombre moyen de contacts par espèce et par visite = Nombre total de contacts par espèce/nombre de visites.

➠ Type de données recueillies

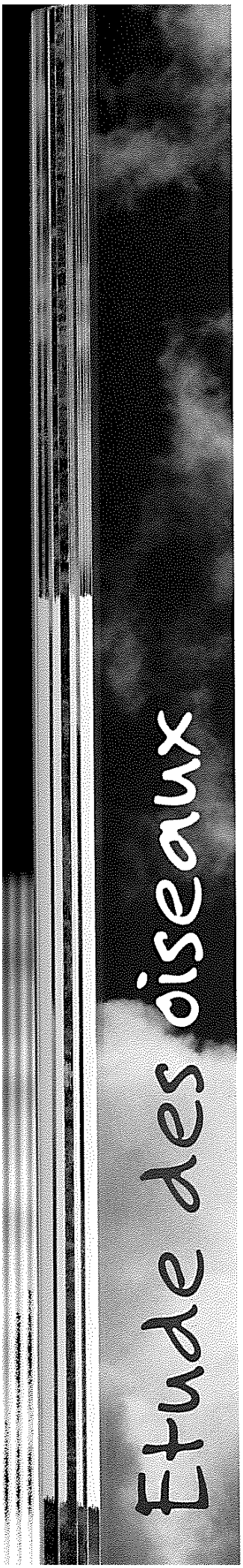
On n'obtient pas une valeur absolue, mais un indice d'abondance.

➠ Analyse des données

On peut mettre en parallèle les indices relatifs obtenus dans des biotopes différents ou bien au fil des années en un même lieu pour une même espèce.

Source : d'après le manuel technique de l'agent de terrain (ATEN, 1994).

Etude des oiseaux



Fiche méthode n°4.8

Mesure de l'abondance relative
Suivi de population

Méthode des Echantillonnages Fréquentiels Progressifs (EFP)

➠ Principe de la méthode

Le relevé consiste en un seul et unique sondage de 20 mn du type présence-absence des espèces effectué sur chaque station échantillon.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Taille du point d'écoute
Dans le cas des EFP, le choix des stations est particulièrement important. La station est en fait une série de cercles concentriques (autant qu'il y a d'espèces), le rayon de chacun étant égal au rayon de détection de l'espèce. C'est donc l'espèce dotée du plus fort rayon de détection qui détermine l'extension de la station utile au centre de laquelle se trouve l'observateur.

Localisation des points d'écoute
Si le but de l'étude est de dresser la liste et la carte de répartition des espèces sans chercher à établir de relations avec leurs habitats, on quadrille le territoire à l'aide d'une grille, puis on tire au sort les stations qui feront l'objet d'un relevé (échantillonnage au hasard). Si le but est de connaître l'avifaune en fonction de certaines variables (altitude ou formation végétale par exemple) procéder comme précédemment aurait pour conséquence de donner à chaque espèce une importance directement proportionnelle à sa représentation sur le terrain. Par contre cela entraînerait un nombre considérable de relevés à effectuer car le nombre de ceux-ci serait dicté par la valeur de la variable qui est représentée sur la plus faible surface. Il est nettement préférable de découper le territoire en sous-zones homogènes qui seront ensuite échantillonnées (échantillonnage stratifié). L'avantage de ce procédé est d'accorder à chaque strate un même effort de recherche quelque soit son extension spatiale.

Méthode de relevé
L'observateur ne relève sur le point que la liste des espèces qu'il a déterminées. Chaque relevé ne donne que la composition qualitative à l'instant présent du peuplement.
L'augmentation du temps passé sur le terrain permet de contacter des espèces plus rares et donne ainsi plus aisément et plus rapidement une représentation conforme de la composition et de la structure d'un peuplement d'oiseaux.

Période de relevé
Les relevés doivent être dispersés sur l'ensemble de la saison de reproduction.

➠ Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages
- Simple d'emploi.
- Peut servir dans les recensements à grande échelle comme ceux des atlas.
- Grande souplesse de la méthode qui peut dans certaines limites s'appliquer à tous les groupes et qui est peu astreignante sur le terrain (comparé aux IPA).
- Les dérangements extérieurs ont beaucoup moins de conséquence que dans le cas d'un IPA.
- La probabilité d'avoir au moins un contact avec chaque espèce au cours de 20 min reste élevé une bonne partie de la journé.

Inconvénients
- De telles méthodes saturent très vite puisqu'elles sont peu sensibles aux variations de densités des populations d'oiseaux. Il faut choisir de petits échantillons en fonction des densités étudiées.
- La définition de la station pose le problème de son homogénéité, surtout lorsque la méthode est appliquée à des espèces autres que les petits passereaux.
- Le relevé fréquentiel présence/absence allonge considérablement la durée utile de travail sur le terrain au cours de la journée (le nombre de relevés peut être le double de celui des IPA).

➠ Type de données recueillies

Les EFP permettent des inventaires qualitatifs et la détermination de la répartition des espèces aviennes. Contrairement à la technique des IPA, cette méthode de type présence-absence ne permet pas d'obtenir des densités. BLONDEL (1975) a pu mettre en évidence des fréquences approximativement proportionnelles aux logarithmes des densités.

🕮 Pour en savoir plus

BLONDEL (1975).

Fiche méthode n°4.9

Mesure de l'abondance relative

Relevé par station d'écoute : STOC EPS (adaptation de la méthode aux RN)

➠ Principe de la méthode

Un EPS (Echantillonnage Ponctuel Simplifié) est un dénombrement de l'avifaune en un point où un observateur reste stationnaire pendant 5 minutes exactement. Il note tous les oiseaux qu'il entend ou voit, posés ou en vol, pendant cette durée.
Cette méthode est utilisée pour le suivi de l'évolution des population d'oiseaux communs nicheurs.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Une réserve naturelle abritera au moins 10 EPS, plus si cela est réalisable. Pour avoir un ordre de grandeur, on peut espacer les points d'écoute de 300 mètres environ. Par exemple, une réserve couvrant 100 hectares peut donc accueillir 10 EPS.
Dans l'idéal, les EPS peuvent être répartis proportionnellement aux types de milieux. Ils peuvent aussi être répartis le long d'un cheminement traversant la réserve, ou encore dans certains milieux particuliers qui intéressent le gestionnaire.
Un exemple : une réserve naturelle contient 80 hectares de roselières et 20 hectares de milieux buissonneux. Les EPS peuvent se répartir comme suit : 8 en roselières et 2 dans les buissons. Mais si le gestionnaire souhaite suivre seulement les roselières, il peut placer tous ses EPS dans les roselières.
Dans la pratique, c'est donc le gestionnaire qui décide de sa stratégie d'échantillonnage au niveau local, selon ses intérêts, sachant que l'idéal reste d'échantillonner tous les milieux présents dans leurs proportions respectives (cette solution est conseillée).

Méthode et paramètres relevés

Toutes les espèces sont notées, et on ne note que les contacts d'individus différents. Il appartient à l'observateur de juger si deux contacts sont à attribuer au même individu ou à deux individus différents.
L'observateur note la distance qui le sépare des oiseaux contactés pour un même EPS selon trois catégories (moins de 25 mètres, entre 25 et 100 mètres, plus de 100 mètres), afin de faire des évaluations de détectabilité et de densité relative des espèces. Ceci reste à réaliser de manière optionnelle, car il peut s'avérer difficile de noter à la fois les contacts et leur distance lors d'un point d'écoute de 5 minutes. L'observateur privilégiera alors la détection des contacts multiples à la prise de note sur les distances. Pour des oiseaux en vol l'observateur comptabilisera par exemple un groupe d'étourneaux traversant la zone prospectée. Mais les alouettes chantant en vol seront comptabilisées dans la catégorie de distance à l'observateur correspondante.
S'il ne note pas les trois catégories de distance, il note tout de même les oiseaux observés en vol direct, dont l'effectif est repris dans le total.

Un relevé détaillé de l'habitat est effectué tous les ans autour de chaque point d'écoute (dans un rayon de 100 mètres autour du point), selon le protocole et les catégories fournis.

<u>La fiche habitat et la fiche relevé</u>
Il y a deux types de fiches à compléter : une fiche habitat et une fiche relevé des observations d'oiseaux. Sur la fiche, le numéro de département à reporter est le numéro administratif à deux chiffres (01 Ain...). Pour faciliter la prise de notes sur le terrain, une représentation graphique d'un point d'écoute pourra être utilisée. Il s'agira par la suite de remettre les données au propre sur la fiche relevé, en utilisant les codes espèces fournis dans le protocole (voir RNF/Julliard, 2001).
<u>La fiche habitat</u>
Une fiche spécifique pour la description de l'habitat est complétée chaque année pour les 10 EPS de chaque carré, en reportant notamment les codes habitats, en se référant aux catégories fournies dans le protocole général. L'observateur reporte la description de l'habitat situé dans un rayon de 100 mètres autour du point d'écoute, en séparant s'il y a lieu l'habitat principal d'un habitat secondaire bien différent mais moins représenté.
☞ Ce relevé de l'habitat est utilisé par toutes les personnes réalisant des EPS sur le territoire national, il est donc standardisé.
<u>La fiche relevé</u>
Une fiche relevé est à compléter pour chaque EPS. Sur chaque fiche doivent figurer le nom de l'observateur, le numéro de région, le numéro du département, l'heure de début de suivi du point, la date et le numéro de passage (1 ou 2, correspondant aux deux périodes avant ou après le 8 mai). On note sur la fiche d'observation des informations sur la couverture nuageuse, la pluie, le vent et la visibilité, codés de 1 à 3 selon leur intensité (voir tableau page suivante).

Matériel

Les jumelles peuvent être utilisées pour identifier un oiseau détecté préalablement.

... Fiche méthode n°4.9

Codification des conditions météorologiques			
Couverture nuageuse	Pluie	Vent	Visibilité
0 - 33% = 1	Absente = 1	Absent = 1	Bonne = 1
33 - 66% = 2	Bruine = 2	Faible = 2	Modérée = 2
66 - 100% = 3	Averses = 3	Moyen à fort = 3	Faible = 3

Conditions de réalisation

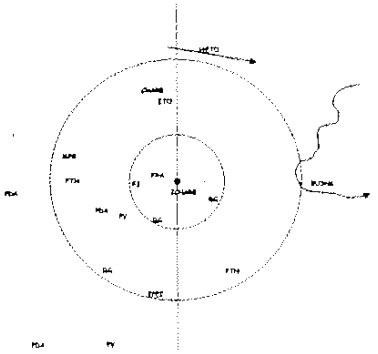
De bonnes conditions météorologiques d'observation sont requises.

Dans la colonne « espèce » doivent figurer les codes des espèces tel qu'ils sont utilisés dans les banques de données du CRBPO, c'est-à-dire les trois premières lettres du nom du genre, suivies des trois premières lettres du nom de l'espèce, en latin. Un code complet des espèces communes nichant en France est disponible. Pour les espèces plus rares ne figurant pas dans la liste, le principe de codage reste le même (ex. : Roselin cramoisi CARERY). Attention toutefois aux exceptions : Grand Corbeau : CORRAX, Crave : PYRRAX, Rousserolle verderolle : ACRRIS.

Cinq colonnes permettent de saisir pour chaque espèce le nombre d'oiseaux contactés, notamment selon les catégories de distance à l'observateur si celles-ci sont notées (3 colonnes). La quatrième colonne sert à reporter le nombre d'oiseaux observés en vol direct. La cinquième colonne sert à reporter le total des quatre colonnes précédentes, ou bien le nombre d'individus contactés pour chaque espèce quand les catégories de distance ne sont pas notées. Dans ce dernier cas, on reporte dans la colonne « Total » tous les oiseaux contactés en vol et posés, et seules les colonnes « Vol » et « Total » sont complétées.

Il est demandé aussi de noter, sur la dernière ligne de la fiche relevé, le nombre d'oiseaux non identifiés (trop loin, observation trop furtive, chant inconnu...).

Il est conseillé de remettre au propre les fiches relevés le plus tôt possible après le retour du terrain, le plus pratique étant de les saisir sur fichier informatique selon le modèle fourni au coordinateur local (contacter RNF).



Représentation graphique d'un point d'écoute

Période de relevé

Chaque EPS est effectué deux fois en période de nidification. Le premier passage a lieu en début de saison de reproduction : du 1er avril au 8 mai, le second a lieu entre le 9 mai et le 15 juin. Les EPS réalisés en montagne pourront se caler sur la date charnière du 15 mai, en raison du démarrage plus tardif des activités reproductrices de la majorité des espèces d'oiseaux en altitude. Il est recommandé d'effectuer les deux passages à au moins quatre semaines d'intervalle. Sous la contrainte de conditions météorologiques favorables, les deux passages seront effectués aux mêmes dates et avec le même intervalle d'une année sur l'autre. Pour un carré donné, les points seront tous effectués le même jour (lors d'un passage) et dans le même ordre (lors des différents passages).

Chaque relevé sera effectué entre 1 et 4 heures après le lever du soleil. Idéalement, le relevé commence vers 6h00 ou 7h00 du matin, et est terminé avant 9h00.

Fréquence de relevé

Chaque EPS est réitéré chaque année exactement au même endroit, par le même observateur. On veillera à ce que les conditions d'observation soient aussi semblables que possible d'une année sur l'autre.

La date, l'heure et l'ordre des points doivent être également similaires dans la mesure du possible pour un même carré. Même si le milieu évolue (fermeture ou coupe blanche), on continue de suivre le même point, car le relevé annuel de l'habitat permet d'interpréter les variations d'abondance des oiseaux en fonction des modifications du milieu.

Recommandations

Pour le relevé des contacts d'oiseaux sur le terrain, on peut conseiller de noter les individus sur une représentation graphique du point (voir figure), et de remplir la fiche relevé ultérieurement une fois le carré terminé. Cela peut notamment faciliter la prise de notes optionnelle sur les catégories de distance de contact.

➠ Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages

- Qualité du relevé des habitats.
- Pouvoir conserver un point même si l'habitat change.
- Harmoniser le protocole avec ceux mis en place dans d'autres pays européens.
- Pouvoir estimer l'abondance et la densité.

➠ Traitement des données

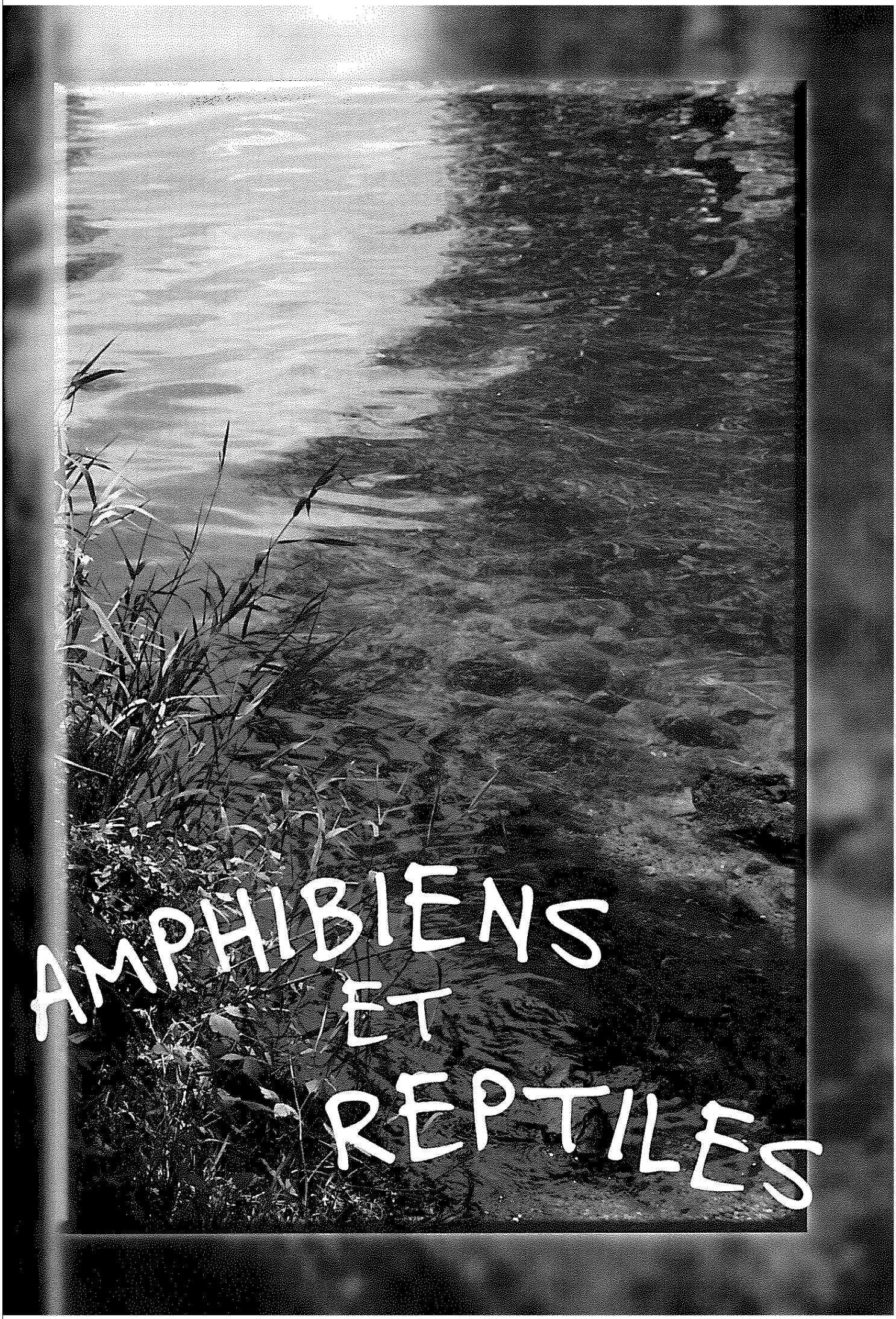
Il est demandé aux observateurs de transmettre les fiches habitats et relevés au coordinateur RNF le plus tôt possible dès la fin des relevés.

Tous les ans, au plus tard pour le 1er août, l'observateur responsable d'un lot de points fournit au coordinateur RNF une copie informatisée des fiches habitat et relevés des EPS, comprenant donc la description des milieux et le bilan des deux passages.

Tous les ans, au plus tard pour le 1er octobre, le coordinateur RNF fournit au coordinateur national du CRBPO une copie du fichier informatisé de tous les EPS de son secteur, ainsi qu'une cartographie pour chaque département des sites prospectés en forêt (avec les noms des observateurs).

🕮 Pour en savoir plus

JULLIARD (2001).


AMPHIBIENS
ET
REPTILES

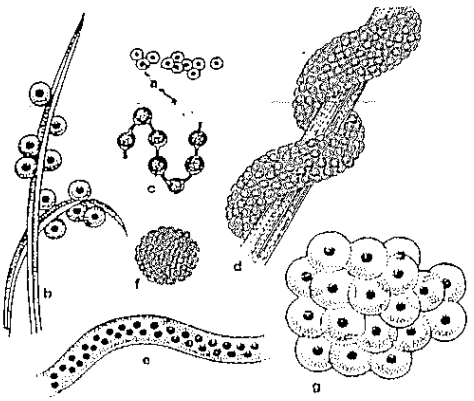
5. Eléments méthodologiques pour l'étude des amphibiens et reptiles

5.1. Introduction à l'étude des amphibiens et des reptiles

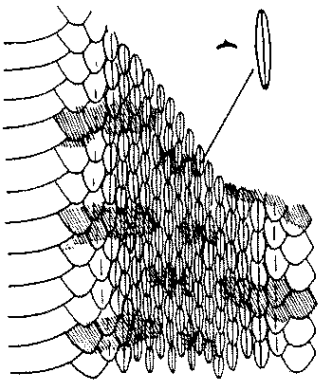
5.1.1. Quelles références pour la détermination ?

Des clés de détermination existent pour les espèces, mais aussi pour les indices de présence (clés de détermination des mues de reptiles par exemple). Pour les amphibiens, la reconnaissance des espèces repose sur la détection des œufs (pontes), des larves ou des adultes. La détermination des adultes repose soit sur la morphologie, soit sur le chant (amphibiens anoures), soit dans le cas des grenouilles vertes sur des analyses morphométriques et génétiques.

La clé de CHEYLAN *et al.* (1999) sera une des références à utiliser par le gestionnaire pour la détermination des amphibiens et des reptiles.
Cependant il existe d'autres références qui peuvent aider à la détermination comme l'ouvrage de FRETEY (1975), mais il est à ce jour épuisé et difficile à trouver. Une clé de détermination des larves d'anoures et d'urodèles de France adaptée par Pierre-André CROCHET d'après NOLLER *et al.* (1992) a été distribuée aux gestionnaires d'espaces naturels présents lors du stage organisé en 1995 par l'ATEN sur l'étude et la gestion des amphibiens et reptiles.
Des clés de détermination régionales peuvent être utilisées. Par exemple, le guide de détermination des amphibiens et reptiles du Massif armoricain est cité comme référence par un gestionnaire de réserve de cette région.
☞ *Ouvrage disponible à l'association « De Mare en Mare », 8, rue des Martins, 44230 Saint-Sébastien-sur-Loire.*



Œufs de grenouilles et de crapaud



D'APRÈS CHEYLAN (1981)

Larve d'anoure – Mue de serpent

Quelques guides ou cassettes de détermination :

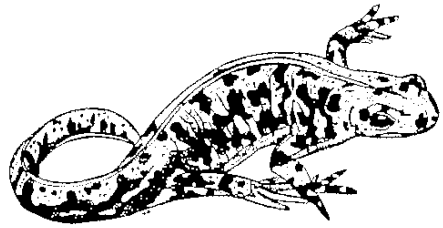
ARNOLD E.N., BURTON et DVENDEN D.W., 1978. Tous les reptiles et amphibiens d'Europe en couleur. Paris, Bordas : 271 p.
CHEYLAN Marc, 1981. Critères de détermination des mues de serpents de France. Montpellier, EPHE : 7p.
CHEYLAN M., GENIEZ Ph. et FONDERFLICK J., 1999. Reptiles et batraciens de France. Centre d'Expérimentation Pédagogique de Florac, Ministère de l'agriculture : Clé (20 pages) + CD Rom.
CROCHET, P.A., 1992. Clé de détermination des larves d'Anoures de France. D'après Nöllert A. et Nöllert C., 1992. Die Amphibiens Europas, Bestimmung, Gefährdung, Schutz, Fraanchk-Kosmos, Stuttgart.
FRETEY J., 1975. Guide des reptiles et batraciens de France. Hatier : 222-238.
GENIEZ P., CHEYLAN M., 1990. Clé de détermination des amphibiens et reptiles de France continentale.
GENIEZ P., 1996. Amphibiens et reptiles de France. Clé de détermination et distribution géographique. 2e édition. EPHE : 17 p.
GUYETANT R., 1986. Les amphibiens de France. Revue française d'aquariologie et d'herpétologie n°1 et 2 : 60 p.
GUYETANT et ROCHE, 1987. Les amphibiens et reptiles d'Europe. CD Rom, Ed. Sitelle.
LE GARF, 1991. Reptiles et amphibiens dans leur milieu. Paris, Bordas : 243 p.
NAULLEAU G., 1984. Les serpents de france. Revue française d'aquariologie et d'herpétologie n°3 et 4 : 56 p.

La prise de photographie est aussi un bon moyen d'identifier ultérieurement les espèces contactées lors d'une prospection (voir page 183).

5.1.2. Quels milieux prospecter ?

Les milieux à prospecter sont ceux qui répondent aux exigences écologiques des espèces. Il faudra donc au préalable se documenter dans les ouvrages de référence. Contrairement aux reptiles, la recherche des amphibiens nécessite de prospecter deux milieux. Ils exploitent en effet des habitats terrestres (site d'hivernage ou de vie durant l'été) et aquatiques (site de reproduction), lesquels ne sont pas forcément reliés. L'échantillonnage peut être réalisé dans tous les milieux aquatiques et leurs bordures. La zone prospectée est celle la plus susceptible de favoriser le développement des stades larvaires.

Conditions préalables à l'étude des amphibiens
Toute réflexion sur des études d'amphibiens doit prendre en compte les particularités de ce groupe :
- ils exigent deux types d'habitats se côtoyant (terrestre et aquatique) ;
- ils exploitent les écotones (bords des mares, lisières...) ;
- la création d'un site n'implique pas forcément sa colonisation, même si le milieu semble favorable
Selon JOLY (1998), la migration des amphibiens pour rejoindre les sites aquatiques se fait selon une ligne droite (le concept de corridor écologique ne fonctionne pas), dans une direction suivie au cap magnétique et à l'odeur (il semble que chaque mare ait sa propre odeur !).


Triton marbré

Le milieu de vie des reptiles est souvent bien connu et parfois très ciblé, notamment en ce qui concerne les tortues.

5.1.3. Quelles méthodes utiliser ?

Les comportements et le rythme d'activité des espèces diffèrent tellement qu'il n'existe pas de méthode standardisée d'étude de l'herpétofaune. Les méthodes sont généralement à adapter au mode de vie des espèces.

Les techniques d'observation directe marchent davantage pour les amphibiens que pour les reptiles. Pour les premiers, les recherches nocturnes (par le chant ou par recherche à la lampe dans les mares) sont les plus courantes (voir page 176).
Pour les reptiles, CHEYLAN (*Com. pers.*) conseille de diversifier les méthodes car l'efficacité des techniques varie en fonction des espèces et une seule technique ne peut rendre, à l'heure actuelle, qu'une image très imparfaite de la composition du peuplement et de l'abondance des différentes espèces. Plusieurs options sont possibles et leur choix dépend du degré de précision attendu, pour l'estimation de la taille des populations notamment. Globalement il existe assez peu de techniques pour l'inventaire des serpents.

ALAIN MORAND
Mesure de la taille d'un Têtard de pélobate

Il existe deux grands types de techniques de piégeage :
1/ Les pièges d'attraction, utilisés principalement pour les reptiles,
2/ Les pièges d'interception, utilisés principalement pour les amphibiens.

Voir Fiches méthodes n°5.1 et 5.2

5.1.4. Quels paramètres noter ?

A chaque contact, les individus sont identifiés. L'observateur note le nom de l'espèce, la localisation exacte des individus à partir d'un plan précis (n° de la mare ou des fossés pour les amphibiens ou les tortues aquatiques par exemple). On note la date ainsi que l'heure de capture ou d'observation.
D'autres paramètres peuvent être mesurés, mais dépendent des objectifs de l'étude :
- le sexe,

- l'âge,
- la taille ou le poids des individus ...

Pour l'étude des amphibiens, on peut aussi noter la profondeur du plan d'eau et sa taille, la végétation environnante, la température de l'eau.
Pour les reptiles, dont l'activité est fortement dépendante de la température ambiante, il pourra être noté la température, et éventuellement l'ensoleillement.

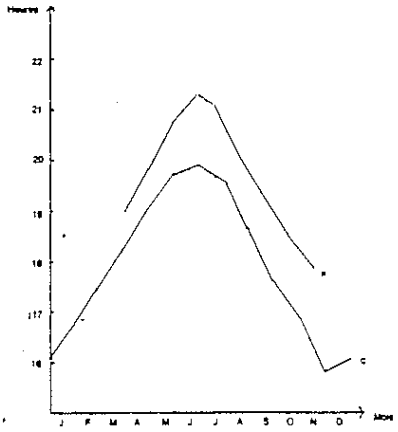
Pour l'étude des cistudes (DUGUY R., non daté) dans les marais de Brouage, la position des individus est précisée (sur berge ou dans l'eau), ainsi que les données concernant les conditions météorologiques : date, heure, insolation, direction et force du vent et température de l'air. La température de l'eau doit être notée chaque mois ou plus fréquemment en fonction des changements de temps.

5.1.5. Quand se rendre sur le terrain ?

La période d'échantillonnage de ces animaux au mode de vie fondamentalement biphasique correspond à la phase de plus grande activité des espèces, principalement au début du printemps, lorsque les reptiles et les amphibiens sortent de leur période d'hibernation. La grande disparité concernant la période d'activité des différentes espèces, ainsi que leur étroite dépendance des conditions météorologiques peuvent rendre difficile l'échantillonnage. Une plus grande activité durant la période de reproduction facilite alors l'observation des animaux. Ils sont le plus facilement détectables lorsque la température augmente ou lors d'épisodes pluvieux, pour les amphibiens notamment (MORAND, Medwet). Cette période d'activité se situe globalement de mars à septembre pour la plupart des espèces de reptiles et d'amphibiens.

Amphibiens :

Le début du printemps est favorable à l'observation des amphibiens car il correspond à la période de reproduction, période à laquelle ils sont le plus facilement détectables. Quelles que soient les méthodes, plusieurs visites annuelles sont nécessaires pour tenir compte du cycle biologique des espèces potentiellement présentes. Pour que la probabilité de contact avec chaque espèce, qu'elle soit un reproducteur précoce ou un reproducteur tardif, soit proportionnelle à sa fréquence réelle dans le milieu, il est nécessaire de disperser une ou deux séries d'échantillonnage sur l'ensemble de la saison de reproduction.



Comparaison entre la courbe du coucher et la courbe des premières observations de pélobates RN Yves

Reptiles :

Le début du printemps est également favorable à l'observation des reptiles, car ils y sont les plus visibles (végétation réduite et besoins thermiques importants en sortie d'hivernage). Les reptiles s'exposent beaucoup au soleil, sur l'herbe ou sur les feuilles sèches. La Vipère péliade, par exemple, s'expose dès la fonte des neiges. Les mâles sont souvent plus précoces que les femelles.
Aucune sortie n'est faite lorsque les conditions sont défavorables : temps nuageux ou pluvieux.
Les périodes favorables à la prospection sont les suivantes :
- durant l'année : la période de mue car les besoins thermiques sont importants,
- durant la journée : la période de digestion (mêmes raisons).

5.1.6. Qui réalise les études ?

Les confusions en matière d'identification sont fréquentes malgré le faible nombre d'espèces, par conséquent il est prudent de s'adjoindre la collaboration et les conseils de naturalistes et de scientifiques reconnus.

J. TROTIGNON

Cistude d'Europe dans la RNN de Chérine.
Pour la Cistude d'Europe, les observations sont faites à vue, lors des heures les plus favorables à leur exposition au soleil : fin de matinée et fin d'après-midi. La période annuelle la plus favorable se situe de mars à juin, mais des observations peuvent être faites de fin février à fin octobre (DUGUY, non daté).

5.1.7. Réseaux et groupes de travail

Au sein de Réserves Naturelles de France, un groupe de travail s'est constitué pour organiser des rencontres et des échanges sur les reptiles et amphibiens (contacter RNF).
Il existe un plan d'action national pour les amphibiens et reptiles.

5.2. Choisir une méthode d'étude des amphibiens et des reptiles en fonction des objectifs

5A. EVALUER LA RICHESSE SPECIFIQUE : INVENTAIRE QUALITATIF

5A1 INVENTAIRE DES AMPHIBIENS

5A1.1. Observations visuelles directes de jour

Les amphibiens anoures, espèces diurnes, se prêtent bien à l'observation directe, notamment les grenouilles vertes. La capture est parfois indispensable pour la détermination de l'espèce. Les pontes d'amphibiens peuvent aider à identifier certaines espèces.
Des recherches actives peuvent être engagées pour les tritons qui se dissimulent le jour sous les pierres, dans la mousse ou les souches d'arbres (cas du Triton alpestre et du Triton palmé).

L'observation à la loupe binoculaire à l'aide des clés d'identification ou d'une collection de référence est très souvent nécessaire pour les larves d'anoures et d'urodèles.

5A1.2. Observations nocturnes

Les sorties effectuées de nuit permettent d'observer les anoures mais surtout de capturer dans l'eau les amphibiens urodèles. Des observations nocturnes sont possibles dans les mares ou au bord des routes lors des migrations. L'observation se réalise à l'aide d'une lampe puissante (lampe frontale par exemple), à pied, en bateau ou éventuellement en plongée. On peut utiliser une épuisette de type pisciculture avec un maillage en métal. Elle convient pour la capture des tritons adultes et s'utilise en créant des mouvements d'eau dans lesquels le manipulateur « pêche ». Il est possible d'utiliser un troubleau à mailles fines pour les têtards et les larves d'urodèles.

C. BRUNEL

Grenouille agile

Matériel de capture à vue des amphibiens
L'échantillonnage des larves d'urodèles et d'anoures est réalisé par épuisette et surber.
- Epuisettes et autres filets. Les modèles utilisés en pisciculture sont particulièrement solides (épuisette métallique de 0,5 m x 0,5 m).
- Filet surber (avec cadre métallique et filet nylon de maille 0,5 mm). C'est un filet lesté, employé pour gratter le fond et explorer les herbiers. Il permet la capture de larves et d'adultes dans les petites mares.
- Pantalon de pêche permettant de visiter les sites dont la profondeur maximale est de 1,20 m.
- Torche.

5A1.3. Ecoute du chant, utilisation de la repasse

Les mâles de certaines espèces d'amphibiens (crapauds et grenouilles) chantent à la tombée de la nuit et sont donc facilement reconnaissables. L'écoute des chants permet aux habitués de les identifier. Néanmoins, certaines espèces comme le Sonneur à ventre jaune et la Grenouille agile possèdent un chant faible (audible à quelques mètres seulement) et sont difficiles à repérer. Les périodes d'écoute dépendent beaucoup des espèces. Il est possible d'utiliser des techniques de repasse (diffusion du chant d'une espèce) pour les stimuler.

Les périodes d'écoute dans le Nord de la France :
La période d'écoute maximum mentionnée dans la RNN de la Baie de Canche se situe du 15 avril au 15 mai. Le garde de la réserve a communiqué les résultats de son expérience personnelle concernant les périodes de détectabilité de certaines espèces par le chant. Ces données ne sont bien sûr valables que pour cette réserve.
- Crapaud accoucheur : de fin mars à fin juillet, le maximum s'étendant

durant la période du 10 avril au 10 juin.
- Crapaud calamite : d'avril au 10 juin (maximum en avril-mai).
- Crapaud commun : difficile à détecter (maximum en mars).
- Grenouille rousse : détectabilité très faible.
- Pélodyte ponctué : de fin mars au 20 mai (maximum d'avril au 10 mai).
- Rainette verte : de mi-avril à juillet (maximum de mai au 10 juin).

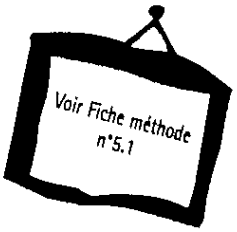
Source : D'après les éléments de stage ATEN «Gestion et suivi des amphibiens et reptiles», 1995.

5A1.4. Pêche au filet lesté

L'échantillonnage des amphibiens utilise différentes techniques et matériels de piégeage dont les filets lestés que l'on tend entre les deux rives d'une mare pour capturer l'ensemble des individus en échantillonnant d'un bout à l'autre de la rive (voir photo ci-contre).

5A1.5. Pose de barrières

Il s'agit de disposer des « barrières » le long des axes migratoires pour inciter les amphibiens à tomber dans des seaux. Il s'agit d'un système de piégeage par interception. Les pièges d'interception conviennent mieux à l'étude de petites surfaces, et permettent la réalisation d'inventaires ainsi que l'estimation des populations.



5A2 INVENTAIRE DES REPTILES

5A2.1. Observations visuelles directes de jour

Pour les espèces facilement reconnaissables à vue (Couleuvre à collier, tortues, etc.), les observations directes sur le terrain permettent de démarrer un inventaire ou de le compléter. De telles observations sont insuffisantes pour un inventaire exhaustif des espèces.

5A2.2. Recherche d'indices de présence

La mue des serpents est un indice visuel non négligeable pour l'inventaire de ces espèces relativement discrètes. Il existe des clés de détermination des espèces à partir des mues (voir page 173).

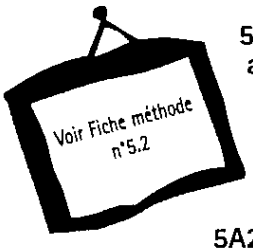
5A2.3. Capture

Les serpents et les lézards peuvent être capturés à l'aide d'un nœud coulant fixé au bout d'une canne (d'autant plus fin que l'espèce est petite) ou à la main pour les plus initiés. Mieux vaut être prudent et mettre des bottes et stabiliser l'animal au sol avec une tige pourvue d'une extrémité fourchue ou bien en posant la botte sur la partie antérieure du reptile.

Les tortues peuvent être capturées à l'aide de filets.

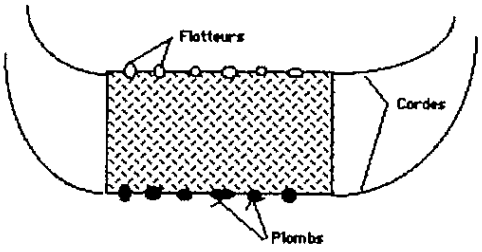
V. FIERS

Mise en place d'un filet lesté pour la capture des amphibiens dans la RNN du Pinail



5A2.4. Mise en place de pièges d'attraction (abris artificiels)

Pour les reptiles qui recherchent la chaleur, notamment les serpents, on peut disposer des matériaux artificiels retenant la chaleur au sol. Les reptiles viennent s'y loger et leur observation est ainsi facilitée.



Filet lesté

5A2.5. Piégeage, pose de cage pour les tortues

Il s'agit de cages flottantes immergées pour les tortues d'eau. Des pièges de différents types, souvent appâtés, sont laissés partiellement hors de l'eau. Ces techniques sont utilisées pour le suivi (voir page 181).
Il existe également des pièges lumineux aquatiques.

5B. MESURER LES EFFECTIFS : INVENTAIRE QUANTITATIF

Il est souvent difficile d'obtenir des données chiffrées sur les effectifs d'amphibiens ou de reptiles, parce que les méthodes sont difficiles à mettre en œuvre ou parce que les espèces étudiées sont difficiles à dénombrer.
Il n'existe, à priori, pas de méthode standardisée pour estimer le nombre d'individus de batraciens, mais il est possible d'associer plusieurs méthodes :
- estimation du nombre de reproducteurs d'anoures par le comptage de toutes les pontes visibles,
- comptage des chanteurs mâles,
- et observation directe des adultes.

5B1 MESURE DE LA DENSITE ABSOLUE

Des méthodes indirectes comme le comptage des œufs et indices relatifs d'abondance sont davantage utilisées dans les espaces naturels que les méthodes de capture-recapture.

Les méthodes de densité absolue permettent d'obtenir l'effectif de la population, soit en observant directement les individus, soit en comptant les traces (pontes...), soit en utilisant la capture-recapture si on souhaite avoir des données très précises.

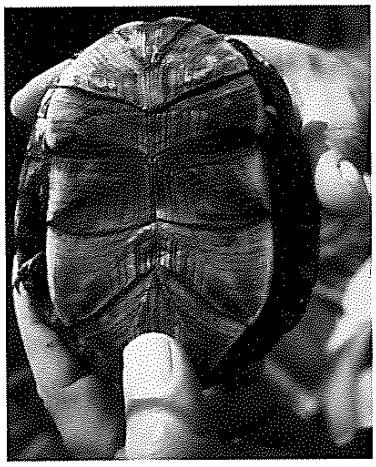
5B1.1. Comptages visuels ou auditifs directs

Le dénombrement des individus peut se faire par observation directe lorsqu'il s'agit d'espèces facilement observables ou décelables par le chant. Le comptage au chant concerne les amphibiens adultes. Il est alors réalisé sur le site de reproduction, souvent de nuit.
Les espèces de serpents se prêtent davantage au comptage direct qu'indirect. Cependant les comptages directs sont difficiles à réaliser car les serpents sont des espèces discrètes, peu étudiées. On n'en connaît d'ailleurs pas l'abondance en France.

Une méthode précise de comptage du nombre d'individus à partir des pontes requiert que la population se reproduisant soit échantillonnée plusieurs fois pour déterminer le ratio de femelles reproductrices par rapport à la taille totale de l'échantillon. Elle nécessite donc au préalable une capture-recapture (DAVIS, 1982).

5B1.2. Comptages indirects

Les comptages indirects sont effectués à partir d'indices de présence des individus, observés sur le terrain.
Les amphibiens laissent peu d'indices de leur présence. Une estimation indirecte du nombre total d'individus peut être faite en échantillonnant les pontes d'anoures lorsqu'elles sont visibles. C'est le cas pour certaines espèces qui utilisent la mare de manière temporaire, pour une période courte et intensive de reproduction. Il est alors possible de connaître le nombre de reproducteurs en comptant simplement les pontes pour certaines espèces qui font des pontes isolées (Crapaud calamite, Grenouille agile, pélodytes, rainettes). On obtient alors le nombre de femelles reproductrices.
Les reptiles quant à eux laissent également des mues. Toutefois, ils se prêtent difficilement à des comptages indirects car la récolte et l'identification des mues représentent un investissement trop important pour le gestionnaire. Elle est toutefois possible dans des petits espaces naturels.


J. TROTIGNON

Les cistudes peuvent être capturées lorsqu'elles se trouvent au soleil sur les berges des fossés ou en surface, même dans les lentilles d'eau, au moyen d'une épuisette munie d'un manche de 5 m environ, compte tenu de la largeur des fossés dans certains cas (DUGUY, non daté). Il est à noter cependant que les captures sont difficiles en raison de la vue très développée des cistudes qui plongent parfois à une dizaine de mètres en avant de l'observateur.

5B1.3. Capture-marquage-recapture

Les méthodes de densité absolue reposent sur le principe de capture-recapture et sont, en principe, plutôt réalisées par des chercheurs. Elles permettent une connaissance précise des populations, notamment leur taille, leur évolution et de réaliser un suivi dans le temps. La méthode de capture-marquage-recapture est la méthode la plus précise pour estimer la taille de la population. Mais elle est lourde à mettre en œuvre bien que très riche en information (structure d'âge de la population, taux de survie et autres paramètres démographiques...).
Il est possible de compter les espèces de manière exhaustive lors de captures dans des sites bien délimités comme les mares pour les amphibiens. Ces derniers sont capturés à l'aide de clôture et de pièges. Les clôtures permettent d'obtenir beaucoup de valeur pour les espèces aquatiques, mais peu avec les espèces terrestres et arboricoles. Les techniques de marquage fonctionnent très bien avec les tortues qui sont capturés directement (tortues terrestres) ou à l'aide d'un filet ou d'une épuisette (tortues aquatiques).

Voir Fiche pratique n°5.A

La conversion des effectifs de la population en donnée de biomasse peut être faite en pesant des échantillons représentatifs de chaque classe d'âge.

5B2 MESURE DE LA DENSITE RELATIVE

5B2.1. Comptage le long d'un transect

Tout comme pour d'autres groupes d'espèces, notamment les oiseaux, il est possible de compter les individus le long d'un itinéraire. Des comptages horaires kilométriques peuvent être utilisés (méthode des IKA). Cette méthode qui permet d'obtenir des densités relatives est peu contraignante et peu coûteuse. Les parcours doivent être grands car la densité des espèces est souvent faible. La détection est faite à vue sur une bande de visibilité définie.
Cette technique se prête davantage aux reptiles, notamment les tortues. Pour les amphibiens on peut envisager de réaliser un transect le long des berges d'un étang.

5B2.2. Comptage à des points fixes

Dans le cas de l'utilisation de pièges d'attraction ou d'interception, on peut relativiser le nombre d'individus à l'effort de piégeage (temps, nombre de pièges).

Indices de reproduction
- Possible : présence de site de reproduction favorable au développement des œufs et des larves
- Probable : individus adultes (voire juvéniles) en milieu périphérique de sites potentiels.
- Certaines : Amplexus; Présence d'oeufs, de larves, de têtards.
Source : D'après A. MORAND (responsable du groupe « amphibiens et reptiles » de RNF.

5C. CARACTERISER LES POPULATIONS

5C1 REPRODUCTION

Le succès de la reproduction est apprécié à partir de l'observation d'accouplements, de pontes et de larves, de jeunes. Les zones de reproduction ainsi identifiées peuvent être cartographiées.

Période de reproduction des amphibiens

espèces précoces de fin d'hiver	espèces tardives	espèces flexibles
Grenouille rousse	Grenouille de Lessonae	Pélodyte ponctué
Grenouille agile	Grenouilles vertes	Sonneur à ventre jaune
Crapaud commun	Grenouille rieuse	Crapaud accoucheur
Salamandre tachetée	Grenouille de Perez	Crapaud calamite
	Triton palmé	Triton crêté
		Triton ponctué

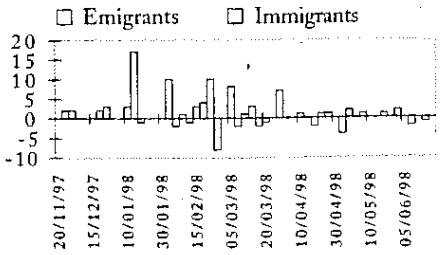
Source : D'après les éléments de stage ATEN «Gestion et suivi des amphibiens et reptiles», 1995.

Les périodes de reproduction sont très variables selon les espèces. Chez les amphibiens, on distingue des espèces précoces de fin d'hiver, des espèces tardives et des espèces flexibles. Les espèces flexibles étalent leur reproduction sur de longues périodes. Chez les reptiles, certaines espèces ne se reproduisent pas forcément tous les ans : les tortues et certaines espèces ovipares (bien que la majorité ait plutôt des tendances annuelles), la Vipère aspic semble ne se reproduire que tous les 3 ans.

5C2 COMPORTEMENT MIGRATOIRE

Les pièges d'interception permettent de localiser et de quantifier les déplacements des anoures. Il est ainsi possible de clôturer les mares pour étudier de manière précise les phénomènes de migration et d'émigration.

Importance de la « connectivité » pour le déplacement des amphibiens.
Chaque espèce utilise des repères quand elle se déplace. Calculé à partir d'une mare, l'indice de connectivité correspond au pourcentage des azimuts qui offrent la possibilité pour les amphibiens anoures de rejoindre une forêt ou un autre site d'hibernation (ou d'estivation) sans rencontrer d'obstacles infranchissables. Plus l'indice est élevé, plus la taille de la population sur un site nouvellement colonisé est importante. La connectivité est de 100 % si l'animal ne rencontre aucun obstacle sur les 360° alentour de la mare, et diminue en fonction du pourcentage d'espace que l'espèce ne peut traverser : on parle alors de corridors écologiques. Cependant, en période migratoire, les amphibiens ne sont pas sensibles à la présence de ces corridors. Les résultats de radio-tracking montrent qu'ils se déplacent en ligne droite et gardent toujours un cap identique durant cette période.
Source : D'après les éléments de stage ATEN «Gestion et suivi des amphibiens et reptiles», 1995.



Variation dans le temps de l'immigration et émigration des tritons marbrés dans les mares clôturées. RNN de Roque-Haute

Le suivi par radio-pistage permet également un suivi très fin des déplacements des individus dotés d'un émetteur.

Le suivi des déplacements d'individus repose sur l'implantation :
– de micropuces sous-cutanées (micromarques magnétiques de longueur : 1,1 mm et de largeur de l'ordre de 0,2 mm), injectées par piqûre et permettant de distinguer les individus « immigrés » des individus nés in situ (dans le cas d'une opération de gestion de creusement de mare).
– d'un émetteur placé dans l'abdomen d'individus (opérés). L'objectif est dans ce cas de suivre les déplacements des individus sur le site, notamment de préciser la dispersion, les axes de migration printanière et automnale et d'identifier les sites d'hibernation. La balise émet une fréquence propre à chaque individu, détectée grâce à un appareil de radiopistage (récepteur muni d'une antenne). Le suivi se fait par triangulation, sauf pour les très courts déplacements pour lesquels le signal est facilement repérable.
Les points de contact par radiopistage, matérialisés par des « bip » et identifiant la fréquence reconnue, sont cartographiés, permettant de retracer ainsi les déplacements de chaque individu.
Source : Fiche 4.13, revue Garde n°45, janvier 2002.

Les pratiques scientifiques de capture, voire de prélèvement, de marquage et de radio-pistage sont en général interdites ou nécessitent une autorisation du ministère en charge de l'environnement

5C3 STRUCTURE DE LA POPULATION

La structure d'une population est déterminée par la connaissance de l'âge et du sexe ratio de la population étudiée.
Chez les serpents et les lézards, la différenciation du sexe se fait par l'observation de la présence de l'hémipénis chez le mâle, ou par la couleur ou l'aspect général des individus ; chez les tortues le dimorphisme sexuel est bien visible au niveau de la carapace (plastron plat chez la femelle et concave chez le mâle), les mâles de grenouilles ont des sacs vocaux.
Chez certaines espèces, l'âge peut être déterminé approximativement par la taille du corps, une squeleto-chronologie peut être réalisée à partir des os des phalanges (réservé à des études particulières).

D'après PENLOUP et al. (1998), la méthode de prospection de la Vipère d'Orsini (Vipera ursini) a lieu durant les heures les plus favorables (début et fin de journée). Quand la présence de la vipère est confirmée ou découverte dans une station, l'habitat favorable est cartographié au 1/25000e et la station est décrite : surface, altitude, exposition, structure de la végétation, espèces végétales déterminantes, pâturage, etc. Les éventuelles menaces existantes sur la station sont notées.

5D. EVALUER LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS

5D1 SUIVI DE POPULATION

5D1.1. Comparaison de résultats de comptage

Le suivi des populations se fait par comparaison pluriannuelle des résultats de comptage effectués selon le plan d'échantillonnage déterminé et avec la méthode choisie en fonction des objectifs (comptages absolus ou relatifs).

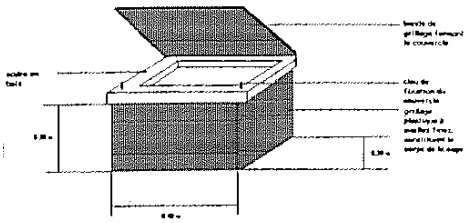
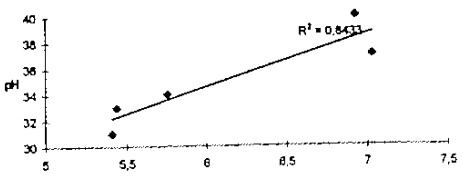


Schéma d'une cage utilisée pour le suivi du développement de têtard. PALANQUE (1998)

5D1.2. Suivi de l'habitat

Une méthode de suivi indirecte peut être réalisée pour le suivi de certaines espèces qui ont des exigences écologiques très particulières et dont l'habitat est très strict. Une telle méthode est particulièrement utilisée pour des espèces comme la Vipère d'Orsini ou encore le Lézard ocelé. Dans ce cas, le suivi de l'habitat (surface, état de conservation) donne des résultats efficaces.



Stade de développement minimum dans l'échantillon au temps t et selon le pH maximum rencontré – RNN de la Truchère Ratenelle

5D1.3. Suivi des composantes environnementales

Pour ce qui est de l'étude de la dynamique des populations, il ne suffit pas de récolter des informations sur les effectifs annuels d'espèces, car des perturbations extérieures peuvent avoir une influence sur la viabilité des populations, notamment pour les amphibiens (pollution, variation des niveaux d'eau, pH de l'eau...). D'autres éléments entrent en compte en matière de dynamique des populations, notamment la taille des populations, la fragmentation des habitats qu'occupent les espèces. La viabilité des populations d'amphibiens dépend donc non seulement de leur taille, mais aussi de l'aptitude des espèces à coloniser de nouveaux sites. Il sera donc important de relever les composantes environnementales (extérieures, climatiques...).

Notion de population viable
La viabilité des populations dépend :
– de la biologie de l'espèce en question (âge à la maturité sexuelle, reproduction, espérance de vie, communication, capacité de déplacement, etc.),
– du nombre d'individus dans le site, c'est-à-dire de l'importance de la population ; du point de vue génétique, une population est constituée de l'ordre de grandeur de 100 individus ou plus (GABRIEL et BURGER 1992, GILPIN et SOULE 1986, GOLAY et al. 1995). Excepté le cas où une population est soumise à des perturbations violentes et non prévisibles (pic de pollution, changement brutal des niveaux d'eau lors des crues, incendies...), la probabilité de survie d'une population est d'autant plus élevée que sa taille est grande (à titre indicatif une population de 200 à 300 tritons est petite en termes de démographie). Or en France, les grosses populations d'amphibiens ou de reptiles sont souvent rares. Et même là où elles sont présentes, elles ont peu de chances de survie en cas de régime catastrophique,
– et de la distance jusqu'aux prochaines populations de la même espèce (possibilité d'échange génétique) en tenant compte du fait que les distances géographiques et les types d'obstacles topographiques surmontés au cours d'une période de reproduction diffèrent beaucoup d'une espèce à l'autre. La viabilité d'une population est proportionnelle à l'indice de connectivité entre le milieu aquatique et terrestre, lui-même dépendant de la configuration du site et de la quantité de mares disponibles.

Source : GOLAY-BUSAM (1998) ; Stage ATEN «Gestion et suivi des amphibiens et reptiles», 1995.

La meilleure façon de transporter une tortue susceptible de mordre le manipulateur est de la prendre par les pattes postérieures. Les grands spécimens ne devraient jamais être pris par la queue parce que cela peut entraîner la séparation de leur vertèbre caudale.

5D2 SUIVI D'ESPECES

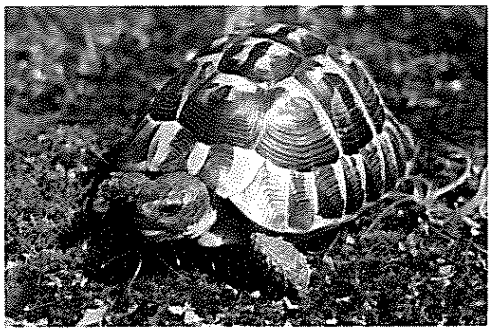
Certaines espèces peuvent constituer des bioindicateurs particulièrement significatifs en raison de leur sensibilité à la pollution et à diverses perturbations.

5D2.1. Capture-marquage-recapture

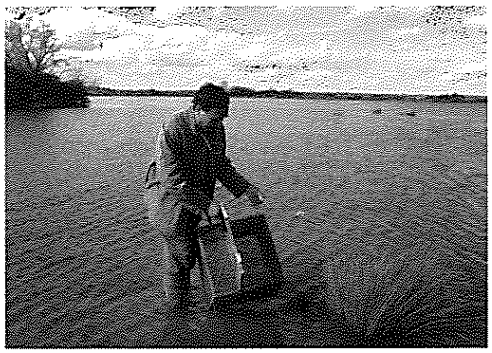
Les méthodes de suivi de la dynamique des populations les plus fiables sont généralement des méthodes de capture-recapture, dans ce cas le marquage est nécessaire. Il existe plusieurs techniques de marquage pour le suivi des populations adaptées aux espèces : marquage coloré, marquage par ablation (voir Fiche pratique n°5.A).
Plusieurs jours sont nécessaires entre les échantillons, et chaque échantillon doit être répété jusqu'à ce que, idéalement, 50 % ou plus des individus soient marqués.
L'avantage des méthodes de capture-recapture, c'est qu'on a une connaissance très précise des populations.
Par contre les inconvénients ne sont pas négligeables :
– Elles sont lourdes à mettre en place et nécessitent des conditions particulières (surface de quelques ha seulement).
– Difficiles et coûteuses.
– On attrape de plus en plus les espèces reproductrices par rapport aux non reproducteurs au cours de la recapture. Il faut tenir compte de ce biais.

Par cette méthode, il est possible d'étudier les différents domaines vitaux des animaux en fonction de leur maturation et de la saison, les déplacements (voir page 180), les facteurs limitant l'activité et la densité de la population.

Conditions de réalisation :
Le marquage-recapture nécessite une stabilité des niveaux de population entre les échantillons, mortalité uniforme, etc., conditions qui n'existent pas pendant de longues périodes ou quand on échantillonne des individus qui utilisent un milieu, une mare par exemple, uniquement durant la période de reproduction. Il est recommandé, pour échantillonner sans risque significatif de migration, d'avoir une connaissance des migrations des individus présents de manière temporaire dans la mare ou le plan d'eau. Il faut choisir de préférence des populations spatialement limitées afin de réduire les effets de bordure.


V. FERS

HENRY et al. (1998) utilise un protocole de capture-recapture pour la Tortue d'Hermann (Testudo hermanni). Tous les animaux comptés sont marqués avec une combinaison de « marques » sur les écailles marginales Si l'individu est déjà marqué le nombre est enregistré avant relâche. A la première capture des individus on note l'âge et le sexe. L'âge est facile à trouver à l'aide des anneaux sur les écailles de la carapace. Pour l'estimation des probabilités de recapture il utilise des classes d'âge.


J. TROTIGNON

Pour le suivi des tortues d'eau dans la RNN de Chérine, un système de piégeage est nécessaire pour les captures-recaptures. Pour la Cistude d'Europe, espèce aquatique, une cage flottante avec appât peut être utilisée. L'accès s'effectue par une trappe. Le dispositif doit être laissé en partie hors de l'eau afin de prévenir de la noyade les individus capturés. Les pièges doivent être examinés au moins une fois par jour. Les méthodes de pièges donnent des résultats dès que la température de l'eau est suffisante pour le déplacement des tortues. Les pièges doivent être déposés dès que les tortues émergent de leur hibernation.

Fiche pratique n°5.A

Les techniques de marquage

Le marquage coloré

M. TOURETTE

Pour quelles espèces ?

Le marquage coloré peut être utilisé pour le suivi des espèces ayant une peau épaisse (lézards) ou une carapace. Ce type de marquage ne dure pas très longtemps sur les serpents et les amphibiens, il est donc surtout utilisé pour le marquage des tortues.

Méthode

Sur le dos des lézards on réalise par exemple un code à deux couleurs.

La carapace des tortues peut être marquée d'un numéro à la peinture blanche (type peinture pour voiture, voir photo ci-contre).

Il existe également des marquages par micro-tatouage, codé différemment pour chaque individu sur la peau du ventre des amphibiens. Mais les tatouages disparaissent au bout de deux ans.

Le stade larvaire des amphibiens (têtard) peut être marqué en injectant un polymère acrylique. Ce marquage est semi-permanent (5 ou 6 mois). Il est toutefois réservé à des équipes de chercheurs.

Avantages et inconvénients

Une lettre peinte sur la dossière d'une tortue terrestre peut être lue à 25 m de distance avec des jumelles. Cela permet donc l'identification à vue sans reprendre l'individu. La durée de ce marquage est estimée à un an, ou peut-être plus (DUGUY, *non daté*) .

Le marquage par ablation

Pour quelles espèces ?

Ces marquages ne sont souvent possibles que pour des petites populations.

Le marquage des serpents peut se faire par ablation d'écailles selon un code numérique qui permet de les reconnaître. Malgré leur repousse, les cicatrices résultantes sont parfois caractéristiques et permettent la reconnaissance des individus.

Le marquage des lézards et des amphibiens peut se faire par ablation des doigts et des orteils.

Pour les tortues, il est possible de percer les écailles marginales.

V. TIRIS

Méthode

- Pour les serpents, l'opération s'exécute à l'aide d'une paire de ciseaux. Il faut faire un code en enlevant des écailles ventrales ou caudales (2 au minimum) à chaque animal.
- Pour les lézards ou les amphibiens, les adultes capturés à l'épuisette ou à la main peuvent être marqués par l'ablation de certaines phalanges (anesthésie préalable au phénoxyéthanol : dosage de 2 ml pour 4 litres, bien agiter). La coupe permet de codifier les animaux (en coupant une seule phalange il y a 4x4 = 16 possibilités de codes, en en coupant 2 on a déjà 256 possibilités).
- Pour les tortues, les écailles marginales que l'on peut percer permettent un système de marquage numérique. Le marquage peut se faire aussi au pyrograveur ou par une ou plusieurs encoches en V, ceci pour éviter la confusion avec le précédent marquage par perforation.

Ces derniers individus, lorsqu'ils sont repris, gardent leur marquage d'origine mais sont affectés d'un numéro sur la dossière (DUGUY, *non daté*).

Avantages et inconvénients

Chez les serpents, la cicatrice tient deux à trois ans. On retrouve les marques après les mues successives.
Attention : Ces méthodes sont traumatisantes et ont un impact non négligeable sur les animaux (impact sur la reproduction). Elles sont donc réservées à des spécialistes ou à des travaux en collaboration avec des chercheurs, quand l'objectif est louable.

Le marquage électronique

Pour quelles espèces ?

Le suivi par marquage électronique est utilisé pour des grandes populations d'amphibiens ou de reptiles.
Cette méthode n'est applicable qu'aux animaux capables de transporter ce type de matériel sans aucune gêne.

Méthode

Le transpondeur (voir aussi page 180) :

– Chez les petites espèces et notamment les amphibiens, il est envisageable de marquer les individus à l'aide d'une puce électronique miniaturisée que l'on glisse sous la peau du ventre (en arrière de la patte chez les amphibiens. L'opération est effectuée sans anesthésie. Ces puces servant d'identification individuelle sont vendues dans des aiguilles stériles (prix environ 8 € ; 5 € en prix de gros). Il faut se munir d'un détecteur à cristaux liquides pour identifier le code propre à chaque puce (environ 680 €), sur le principe des codes barres.

Suivi de Cistude d'Europe par télémétie dans la RNN de Chérine.

Le radio-pistage :

– Pour les serpents, un petit émetteur d'environ 7g enduit de vaseline peut séjourner plusieurs mois (autonomie de 6 mois) dans l'estomac de l'animal sans l'empêcher de manger. Il le régurgite en période de reproduction ou à l'approche de l'hiver (durant la période de reproduction, les animaux ne mangent pas et donc rejettent l'émetteur). Une station automatique enregistre les données de position et de température de l'animal. Il est préférable d'équiper les animaux dès la sortie d'hivernage pour pouvoir suivre les femelles.
– Il est facile de poser un émetteur sur les tortues, en le plaçant sur la carapace.

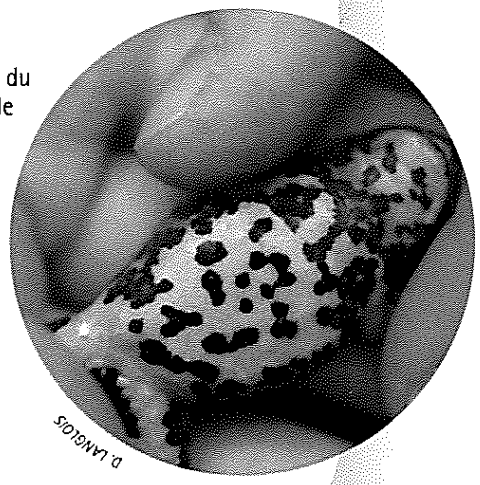
Avantages et inconvénients

Méthode coûteuse mais fiable.
Attention : Il semble qu'il y ait quelques doutes ou preuves de perforation de la peau des animaux par les puces électroniques, il faut donc utiliser de telles méthodes avec prudence et en collaboration avec des équipes de recherche.

Identification photographique (morphologique)

Pour quelles espèces ?

Chez certaines espèces, l'identification de la face ventrale ou d'autres parties du corps est propre à chaque individu. Cette identification morphologique est possible pour :
- le Triton crêté (taches ventrales),
- le Sonneur à ventre jaune (taches ventrales), voir photo ci-contre
- les lézards (écailles ventrales différentes pour chaque individu),
- les salamandres.



Méthode

Réaliser un suivi des individus simplement en les photographiant.

Avantages et inconvénients

Cette technique de marquage photographique est utilisée quand les individus peuvent être capturés et manipulés.
Elle n'est pas traumatisante pour les animaux.

Fiche méthode n°5.1

Inventaire et suivi des amphibiens (anoures)

Les pièges-barrières (pièges d'interception)

➠ Principe de la méthode

Il s'agit d'un dispositif de piégeage en milieu terrestre par interception des individus lors de leurs déplacements migratoires. Le manipulateur dépose des « barrières » qui bloquent les déplacements des amphibiens et des reptiles et les obligent à tomber dans un piège. L'animal suit alors l'obstacle créé et tombe dans un des pièges disposés à intervalle régulier (type pot enterré).
Pour les lézards, notamment le Lézard ocellé, ce système fonctionne aussi très bien.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Plusieurs barrières de 100 m de long peuvent être disposées. D'après DAVIS (1982), les pièges (pots) sont placés le long de la barrière artificielle, sur les deux côtés, tous les 10 mètres environ.
Une autre méthode très proche consiste à encercler la mare ou le site à étudier (s'il est petit) par un grillage de quelques dizaines de centimètres de haut, éventuellement enduit de vaseline sur le bord supérieur pour empêcher les animaux de grimper. La capture des animaux voulant rejoindre la mare en période de migration est alors assurée par des nasses disposées à intervalles réguliers. Une palissade en bois, légèrement en dévers et enterrée, est parfois utilisée. De simples trous creusés à même le sol peuvent parfois suffire à la capture des animaux.

RNN ROQUE-HAUTE

Trois mares ont été clôturées et équipées de pièges dans la RNN de Roque-Haute pour le suivi des populations de Triton marbré en 1998.

Matériel

Barrière : Le matériel utilisé peut être constitué d'un film plastique (bâche noire de 40 cm de haut retenue avec des piquets) ou de filets à mailles fines.
Pièges : Deux pots (type pot de miel vide) ou seaux enterrés et emboîtés l'un dans l'autre peuvent être utilisés pour la capture. Le premier percé d'un trou permettant à l'animal de tomber dans le second finement percé pour évacuer l'eau.
Piquets : en bois ou en fer à béton.

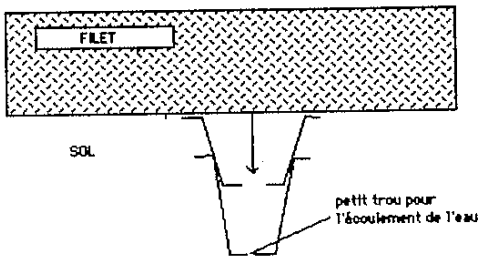


Schéma de positionnement du filet et des seaux pour la capture.

Pour en savoir plus sur le choix du type de barrière (bâche ou filet ?), de seau, de piquet, consulter l'article cité en référence ci-dessous.

Fréquence de relevé

Dans le cas de l'utilisation de ce type de piège, les pièges doivent être relevés tous les jours.
A la fin de la période d'inventaire, il faut enlever la barrière, mais il est possible de laisser les piquets en place en vue d'une surveillance annuelle.

➠ Avantages et inconvénients

Avantage

Cette méthode a l'avantage d'être peu coûteuse en temps et accesible au gestionnaire pour évaluer précisément une population d'amphibiens sur un site.

🕮 Pour en savoir plus

Article sur les moyens de sauvetage des amphibiens dans la RNN de l'étang du Grand-Lemps (Espaces Naturels n°5 pages 25-27).

Fiche méthode n°5.2

Inventaire et suivi des reptiles

Les abris artificiels (pièges d'attraction)

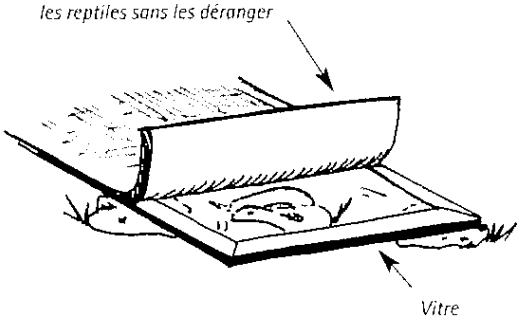
➠ Principe de la méthode

Il s'agit d'attirer les reptiles sous des abris artificiels utilisés par ces derniers pour leur thermorégulation.

➠ Comment procéder ?

Méthode et matériel
On dépose des matériaux artificiels sur le sol destinés à faciliter les observations : par exemple des plaques de plastique blanc, de fibrociment ou des bâches noires.
D'après CHEYLAN (*Com. pers.*), l'idéal est de déposer une vitre sur le sol sur laquelle on dispose un morceau de moquette de même taille que l'on pourra soulever pour voir les individus sous la vitre (voir figure ci-contre) sans changer la position du pièges ni gêner les animaux qui pourraient se trouver dessous.

Morceau de moquette que l'on peut soulever pour observer les reptiles sans les déranger



Exemple d'abri artificiel

Période de relevé
La probabilité de trouver des reptiles sous les pièges est inversement proportionnelle à leur activité. D'après NIEDERLENDER (1995), la présence des reptiles sous les pièges correspond généralement :
- aux périodes de moindre activité (latence, digestion, gestation, ...)
- aux conditions thermiques extrêmes qui obligent les reptiles à chercher un abri : lorsque la température dépasse environ 30°C en insolation directe (38°C pour certains reptiles) ; lorsqu'un refroidissement se produit (tôt le matin, après une pluie, etc...). Le piège réchauffe alors les reptiles.

➠ Avantages et inconvénients

Inconvénients
Cette technique peut éventuellement attirer les micromammifères.

Source : CHEYLAN, *com. pers.*

Fiche méthode n°5.3

Mesure de la densité relative
Exemple pour une tortue terrestre

Méthode des transects

La méthode des transects a été appliquée dans la plaine des Maures pour la Tortue d'Hermann (LYET *et al.*, 1998). D'après l'auteur, cette méthode a été retenue car c'est la seule qui soit suffisamment légère pour être appliquée à de telles surfaces.

Principe de la méthode

La méthode se résume à une simple estimation sur une surface dont on connaît la longueur et la largeur.

Comment procéder ?

Echantillonnage

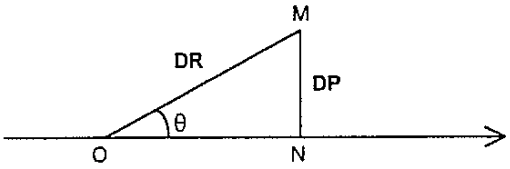
L'observateur parcourt un itinéraire de longueur connue sur un secteur déterminé à l'avance. Il note les contacts avec l'espèce visée dans des limites de largeur également définies à l'avance, en ayant recours à certaines hypothèses concernant la distance de détectabilité de l'animal ou de l'efficacité de l'observateur.

Méthode de relevés

Les itinéraires sont parcourus à vitesse constante par l'observateur. Les animaux sont détectés à vue ou de manière auditive.

Paramètres mesurés

Pour chaque transect on note la date, les heures de début et de fin de comptage, la météorologie.
Pour chaque animal découvert, on note sa distance radiale à l'observateur (voir figure ci-dessous), la façon dont il a été détecté (ouïe ou vue), sa taille, éventuellement son sexe (les animaux de taille inférieure à 10 cm sont considérés comme immatures), l'heure d'observation ainsi que le temps passé à manipuler la tortue qui sera déduit du temps total passé sur le transect.



O est la position de l'observateur lorsqu'il détecte l'objet situé en M

Période et fréquence de relevé

Afin de limiter les variations d'activité saisonnières, la campagne d'échantillonnage se déroule sur une période d'environ un mois. Un calendrier horaire est respecté.

Les fréquences dépendent de l'activité de l'animal lors de la prospection sur le transect, et des obstacles visuels ou auditifs, qui réduisent l'efficacité de détection de l'observateur.

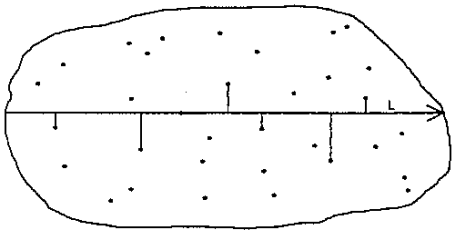
Avantages et inconvénients

Une couverture dense de la végétation va considérablement diminuer la visibilité.
La vitesse de déplacement de l'obervateur le long du transect va affecter de façon importante la détection.

Type de données recueillies

Cette méthode donne une mesure relative de l'abondance, à partir des fréquences de contacts obtenus le long d'un itinéraire (BURNHAM, ANDERSON et LAAKE, 1980).
Lorsqu'on prend en compte les effets de l'heure et de la saison sur l'activité des animaux, cette méthode fournit des résultats relativement proches de la densité absolue (LAMBERT, 1981).

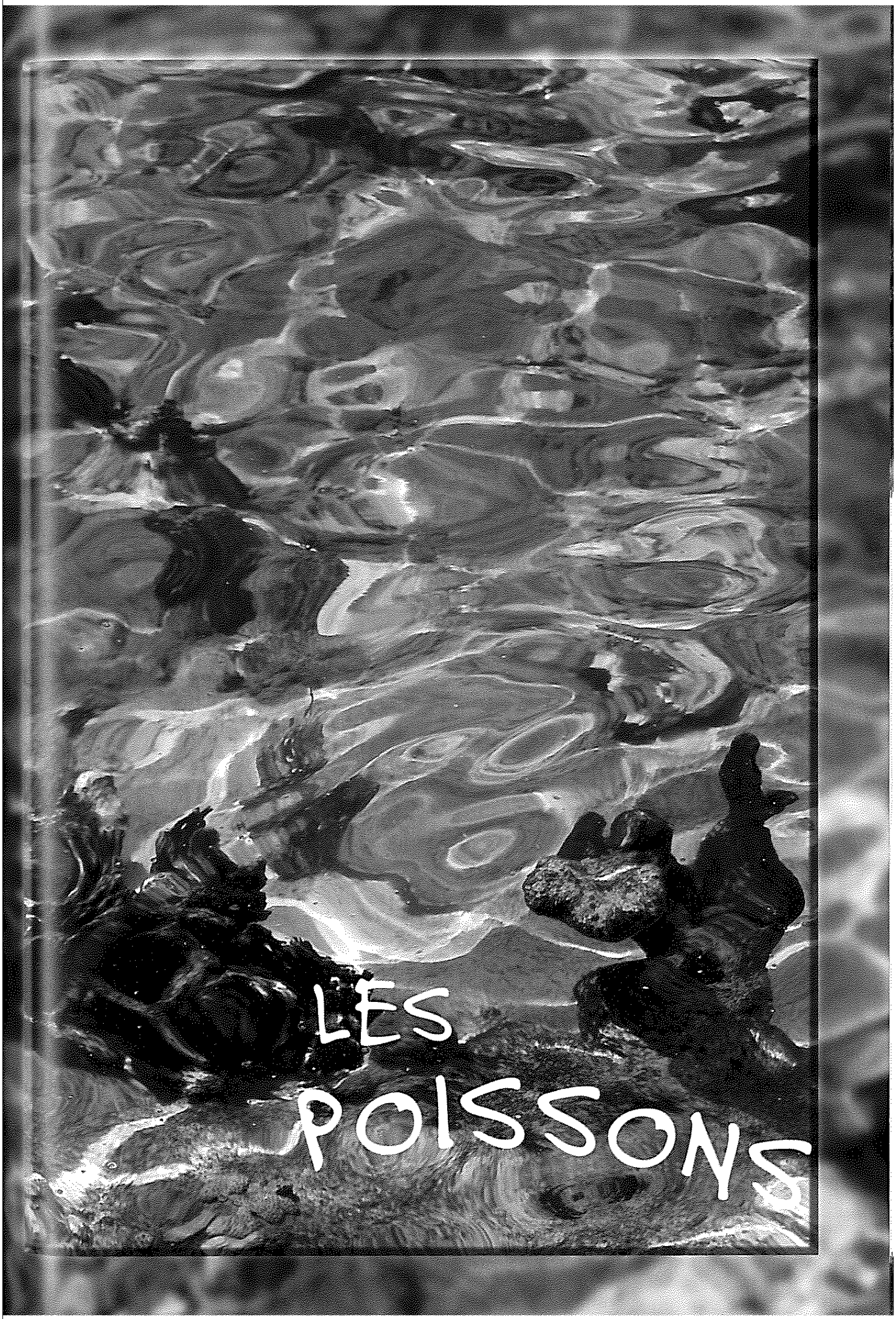
Le pointage des individus sur l'itinéraire, réalisé à partir d'une photo aérienne, donne une idée de la répartition spatiale, (voir figure).



Représentation schématique d'un transect linéaire

Pour en savoir plus

Eléments repris de LYET et CHEYLAN (1998).


LES
POISSONS

6. Eléments méthodologiques pour l'inventaire et le suivi des poissons

6.1. Introduction à l'étude des poissons

La faune piscicole constitue un paramètre important à différents titres :
- Existence d'un grand nombre d'espèces (ou de communautés) à forte valeur patrimoniale (aire de répartition souvent limitée...).
- Rôle d'indicateur écologique, réagissant à la pollution et à la modification des écosystèmes (relation entre lit mineur et annexes hydrauliques...).
- Fonction socio-économique par le biais de la pêche.

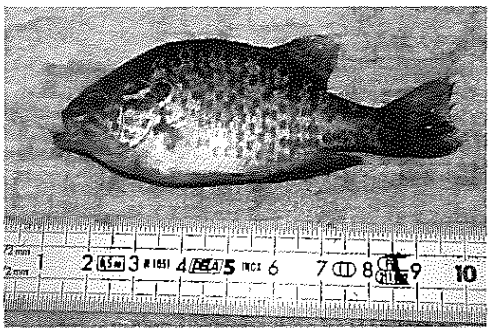
6.1.1. Quelles références pour la détermination ?

Il semble que peu de références existent pour la détermination des poissons.
On pourra citer un document récent :
ALLARD J., KEITH P. (coord.), 2001. Atlas des poisons d'eau douce de France. Patrimoines Naturels 47 : 387 p.
MUUS et DAHLSTROM, 1991. Guide des poissons d'eau douce et pêche. Paris, Delachaux et Niestlé : 223 p.
Ont également été publiés des atlas des poissons de Guyane, de la Martinique et de la Réunion.
Pour les poissons marins, on pourra citer le guide des poissons marins d'Europe, le guide des poissons de l'atlantique européens édité chez Delachaux et Niestlé et un ouvrage édité par Ouest-France : « Connaître et reconnaître la faune du littoral ».

Consulter
http://ffessmbiologie.free.fr/bibliographie_poissons.htm

6.1.2. Quelles méthodes utiliser ?

Un certain nombre de méthodes plus ou moins standardisées permettent des comparaisons dans le temps ou dans l'espace. Bien évidemment, les méthodes sont différentes, selon si on s'intéresse à des poissons d'eau douce ou des poissons marins.
Les communautés piscicoles d'eau douce peuvent être évaluées selon différentes techniques d'échantillonnage qui présentent soit une grande sélectivité aussi bien pour ce qui est des tailles que des espèces capturées, soit au contraire une absence de sélectivité (GAUDIN *et al.*, 1995). Ces méthodes dépendent du type de milieu et de ses caractéristiques, notamment de la vitesse du courant, de la profondeur et la turbidité. La méthode de la pêche électrique est la plus utilisée (voir page 191).
Pour les poissons marins, les techniques d'observations sont différentes car les animaux sont observables à vue par la pratique de la plongée sous-marine.


N. PERON
Mesure de la taille d'un poisson - RNN Etang du Cousseau

6.1.3. Quels paramètres noter ?

Peuvent être mesurés sur les poissons :
- la présence,
- les effectifs ou la densité,
- le succès de reproduction,
- la localisation des sites de frayère,

- les territoires (notamment pour les mâles territoriaux de mérous),
- le régime alimentaire,
- la biomasse.

Les techniques de pêches au filet permettent de recueillir les individus et donc de les compter, de les mesurer et de les peser après les avoir déterminés.
L'âge peut être déterminé à partir de l'analyse des écailles.

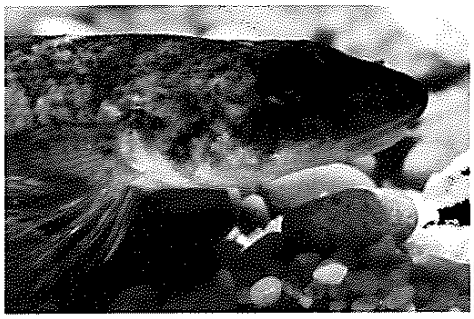
6.1.4. Quand se rendre sur le terrain ?

La plupart des études entraînant un déplacement sur le terrain sont à relier avec la phénologie des espèces. Pour la majorité d'entre elles, le printemps est une période privilégiée. Bien souvent, et pour les poissons d'eau douce notamment, les prospections ont lieu au moment de la fraie.
Les suivis de grosses espèces marines peuvent être effectués toute l'année (ex : Mérou dans la RN des Bouches de Bonifacio).

6.1.5. Réseaux de suivi et groupe de travail

Le G.E.M. (Groupe d'Etude des Mérous)

Depuis 1986, des recensements et des marquages de mérous (*Epinelus guaza*) ont été entrepris par le G.E.M. dans les réserves et parcs marins de la côte méditerranéenne française : les réserves naturelles des Iles Lavezzi, de Scandola et de Cerbère-Banyuls, le Parc national de Port-Cros.
Ces travaux ont eu pour résultat, notammment, la prise d'un arrêté par le préfet de la région, le 02.04.93, stipulant que la pêche sous-marine du Mérou était interdite sur l'ensemble du littoral de la Méditerranée continentale.


DESMET

Apron du Rhône

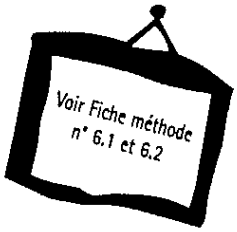
Life Apron

Pour sauvegarder l'Apron du Rhône, espèce endémique du bassin rhodanien menacée d'extinction, Réserves Naturelles de France a mis en oeuvre un programme intitulé « Stratégie de conservation de l'Apron ». Ce life Nature a démarré à l'automne 1998. Au bout de trois année de travaux scientifiques, un guide de gestion pour la conservation de cette espèce a été publié (RNF, 2001). Plusieurs réserves naturelles sont impliquées dans le suivi de cette espèce.

6.2. Choisir une méthode d'étude des poissons en fonction des objectifs

6A. EVALUER LA RICHESSE SPECIFIQUE : INVENTAIRE QUALITATIF

Les difficultés d'échantillonnage viennent d'une part de la nature du milieu aquatique et d'autre part du fait que les poissons sont des organismes de taille variable et doués de grande mobilité.

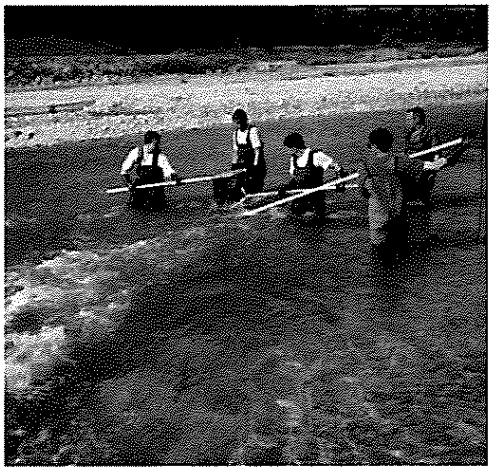


6A1 INVENTAIRE DES POISSONS D'EAU DOUCE

6A1.1 La pêche électrique (protocole CSP)

La méthode peut être appliquée :
- dans les étangs, lacs et cours d'eau de faible profondeur,
- à proximité des berges des cours d'eau plus profonds.

Elle consiste à plonger dans l'eau deux électrodes dans lesquelles circulent un courant électrique fourni par une batterie. De ce fait, les poissons sont tétanisés et il suffit de les capturer pour les étudier. A la fin des opérations ils sont remis dans l'eau en parfaite santé.
La pêche électrique est fréquemment utilisée, du fait de sa légèreté, de son efficacité et de son caractère peu destructeur. Cette méthode est semi-quantitative et peut être complétée par des pêches au filet.


EFFANTIN

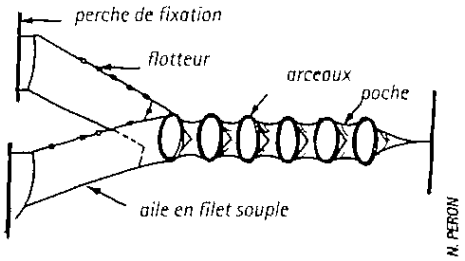
Pêche électrique dans la RNN des Ramières du Val de Drôme

6A1.2. La pêche au filet

Sur les lacs et cours d'eau de grand gabarit, où la pêche électrique est peu efficace, les études s'effectuent souvent à partir de pêches au filet.

6A1.3. La capture par engins passifs

Il existe des méthodes passives de capture des poissons à l'aide de nasses ou d'engins de pêche type verveux.
Le verveux (voir figure ci contre) est constitué de deux ailes qui permettent de conduire les poissons vers une sorte d'entonnoir constitué d'un filet souple structuré par des arceaux. Le retour est impossible. Cette technique est intéressante pour éviter d'abîmer les poissons. Elle est utilisée le long des rives et dans les canaux.



Le verveux.

6A1.4. Autres méthodes

- Comptage de poissons au niveau de passes à poissons, de frayères (saumons, aloses...).
- Données d'enquête auprès des pêcheurs amateurs ou professionnels.

6A2 INVENTAIRE DES POISSONS MARINS

Les techniques d'échantillonnage utilisées pour les poissons d'eau douce répondent mieux aux exigences que celles utilisées pour les poissons marins. Ceci est en particulier dû aux énormes volumes d'eau et aux vastes étendues de fond à prospecter qui nécessitent des moyens coûteux. C'est pourquoi on a d'abord utilisé les résultats de la pêche industrielle et commerciale pour inventorier les poissons marins.

6A2.1. Observation directe

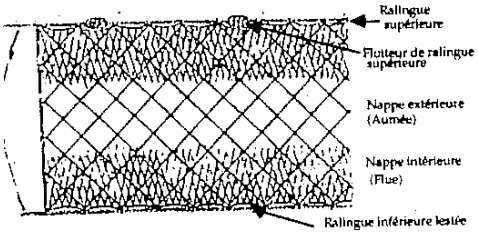
La pratique de la plongée sous-marine permet de réaliser un inventaire des poissons marins.

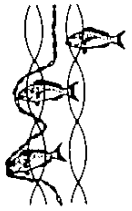
<u>Avantages et inconvénients des techniques utilisant la plongée sous-marine.</u>
Nombreux avantages :
- Relativement facile à apprendre.
- Peuvent être facilement mises en œuvre, donc une grande quantité de

données peut être enregistrée très efficacement.
- *Un travail en laboratoire n'est pas nécessaire.*
- *Elles sont bon marché.*
- *Elles permettent une grande diversité de variables : abondance relative, densité, taille, composition en espèces, richesse en espèces, utilisation de l'espace ...) avec la possibilité de calculer l'exactitude et la précision des estimations.*
- *Elles n'altèrent pas la mortalité naturelle et la structure de la population étudiée, et minimisent l'impact de l'interférence de l'action de l'observateur sur leur dynamique, donc sont recommandées dans les espaces protégés.*
- *Elles sont très flexibles (souplesse) et adaptables.*

Mais comme toute méthode il y a des contraintes :
- *Le temps de plongée (saturation du sang en azote).*
- *Conditions de plongée : température, visibilité (turbidité), courant, vagues.*
- *Expérience de l'observateur.*
- *Niveau de formation (identification visuelle des individus, détermination de la taille des individus, détermination du sexe...).*
- *D'autres contraintes peuvent être imputées au comportement des poissons : présence dépendante des fluctuations temporelles, de cycles (jour-nuit, lunaire, saison) ou non rythmiques (variation de l'intensité de lumière ou turbidité, intensité du courant et des vagues, perturbations anthropiques) ; et la réponse individuelle du poisson à la présence du plongeur.*

Source : GARCIA-CHARTON et al. (2000).





Le poisson pousse la nappe à mailles fines au travers de la nappe extérieure à grandes mailles, ce qui forme une poche dans laquelle il est emprisonné.

L'engin le plus fréquent utilisé par les pêcheurs en Corse dans la RNN des Bouches de Bonifacio est le filet trémail. Il est formé d'une nappe centrale (la flue) à mailles étroites doublée de chaque côté par deux autres nappes (les aunées), à mailles beaucoup plus larges. Les poissons qui heurtent la première nappe se précipitent dans la nappe centrale.

6A2.2. La pêche au filet (professionnelle)

La pêche au filet, effectuée à partir de bâteau de pêcheurs professionnels dans la plupart des cas, est généralement pratiquée pour des suivis quantitatifs et qualitatifs.
En général, pour obtenir des échantillons représentatifs des peuplements à étudier, il est nécessaire de travailler dans des conditions différentes de celles recherchées par les pêcheurs. Les prélèvements doivent être effectués au hasard et non dans les zones supposées les plus productives.
Ces techniques permettent de calculer des captures par unité d'effort (CPUE).

6A2.3. Autres méthodes

LES PALANGRES :
Engin composé d'un fil assez long et robuste, sur lequel sont fixés à intervalles réguliers de nombreux avançons moins épais, armés à leurs extrémités d'un hameçon (parfois des bouchons peuvent surélevés quelques hameçons au-dessus du fond.) Il est déposé sur le fond. La variété des hameçons, des appâts, et le mode de calée rendent ces engins très sélectifs.
LES NASSES :
Les nasses utilisées dans l'archipel des îles Lavezzi sont des paniers à poissons de 1,5 mètres de hauteur en osier. Elles sont garnies d'appâts (petits poissons, poulpes) mais elles ne sont utilisées que pour les captures d'une seule espèce, la Canthare. Les nasses sont visitées et recalées chaque matin.

6B. MESURER LES EFFECTIFS : INVENTAIRE QUANTITATIF

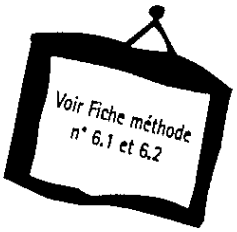
6B1 POISSONS D'EAU DOUCE

Parfois, l'écosystème est trop vaste pour que la totalité du peuplement puisse y être récoltée. On isole un certain nombre de sections ou de zones où le peuplement partiel est analysable par l'une des méthodes décrites.
Il est alors possible d'estimer la densité moyenne de chaque espèce en nombre d'individus ou en kilogrammes par hectare à partir des résultats partiels obtenus par l'intermédiaire des captures. Mais il est généralement impossible de suivre un plan d'échantillonnage rigoureux et déterminé d'avance car on est obligé de

6.2. Choisir une méthode d'étude des poissons en fonction des objectifs

6A. EVALUER LA RICHESSE SPECIFIQUE : INVENTAIRE QUALITATIF

Les difficultés d'échantillonnage viennent d'une part de la nature du milieu aquatique et d'autre part du fait que les poissons sont des organismes de taille variable et doués de grande mobilité.

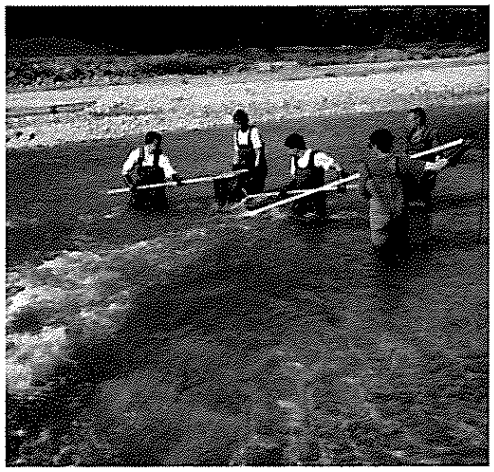


6A1 INVENTAIRE DES POISSONS D'EAU DOUCE

6A1.1 La pêche électrique (protocole CSP)

La méthode peut être appliquée :
- dans les étangs, lacs et cours d'eau de faible profondeur,
- à proximité des berges des cours d'eau plus profonds.

Elle consiste à plonger dans l'eau deux électrodes dans lesquelles circulent un courant électrique fourni par une batterie. De ce fait, les poissons sont tétanisés et il suffit de les capturer pour les étudier. A la fin des opérations ils sont remis dans l'eau en parfaite santé.
La pêche électrique est fréquemment utilisée, du fait de sa légèreté, de son efficacité et de son caractère peu destructeur. Cette méthode est semi-quantitative et peut être complétée par des pêches au filet.


EFFANTIN

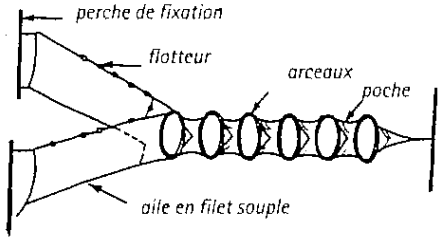
Pêche électrique dans la RNN des Ramières du Val de Drôme

6A1.2. La pêche au filet

Sur les lacs et cours d'eau de grand gabarit, où la pêche électrique est peu efficace, les études s'effectuent souvent à partir de pêches au filet.

6A1.3. La capture par engins passifs

Il existe des méthodes passives de capture des poissons à l'aide de nasses ou d'engins de pêche type verveux.
Le verveux (voir figure ci contre) est constitué de deux ailes qui permettent de conduire les poissons vers une sorte d'entonnoir constitué d'un filet souple structuré par des arceaux. Le retour est impossible. Cette technique est intéressante pour éviter d'abîmer les poissons. Elle est utilisée le long des rives et dans les canaux.



N. PERON

Le verveux.

6A1.4. Autres méthodes

- Comptage de poissons au niveau de passes à poissons, de frayères (saumons, aloses...).
- Données d'enquête auprès des pêcheurs amateurs ou professionnels.

6A2 INVENTAIRE DES POISSONS MARINS

Les techniques d'échantillonnage utilisées pour les poissons d'eau douce répondent mieux aux exigences que celles utilisées pour les poissons marins. Ceci est en particulier dû aux énormes volumes d'eau et aux vastes étendues de fond à prospecter qui nécessitent des moyens coûteux. C'est pourquoi on a d'abord utilisé les résultats de la pêche industrielle et commerciale pour inventorier les poissons marins.

6A2.1. Observation directe

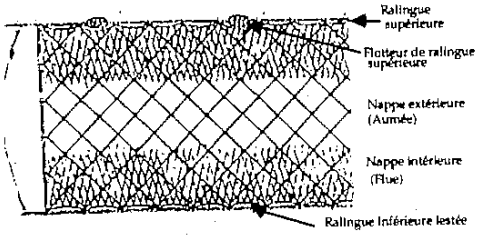
La pratique de la plongée sous-marine permet de réaliser un inventaire des poissons marins.

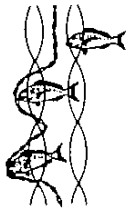
<u>Avantages et inconvénients des techniques utilisant la plongée sous-marine.</u>
Nombreux avantages :
- Relativement facile à apprendre.
- Peuvent être facilement mises en œuvre, donc une grande quantité de

données peut être enregistrée très efficacement.
- *Un travail en laboratoire n'est pas nécessaire.*
- *Elles sont bon marché.*
- *Elles permettent une grande diversité de variables : abondance relative, densité, taille, composition en espèces, richesse en espèces, utilisation de l'espace ...) avec la possibilité de calculer l'exactitude et la précision des estimations.*
- *Elles n'altèrent pas la mortalité naturelle et la structure de la population étudiée, et minimisent l'impact de l'interférence de l'action de l'observateur sur leur dynamique, donc sont recommandées dans les espaces protégés.*
- *Elles sont très flexibles (souplesse) et adaptables.*

Mais comme toute méthode il y a des contraintes :
- *Le temps de plongée (saturation du sang en azote).*
- *Conditions de plongée : température, visibilité (turbidité), courant, vagues.*
- *Expérience de l'observateur.*
- *Niveau de formation (identification visuelle des individus, détermination de la taille des individus, détermination du sexe...).*
- *D'autres contraintes peuvent être imputées au comportement des poissons : présence dépendante des fluctuations temporelles, de cycles (jour-nuit, lunaire, saison) ou non rythmiques (variation de l'intensité de lumière ou turbidité, intensité du courant et des vagues, perturbations anthropiques) ; et la réponse individuelle du poisson à la présence du plongeur.*

Source : GARCIA-CHARTON et al. (2000).





Le poisson pousse la nappe à mailles fines au travers de la nappe extérieure à grandes mailles, ce qui forme une poche dans laquelle il est emprisonné.

L'engin le plus fréquent utilisé par les pêcheurs en Corse dans la RNN des Bouches de Bonifacio est le filet trémail. Il est formé d'une nappe centrale (la flue) à mailles étroites doublée de chaque côté par deux autres nappes (les aunées), à mailles beaucoup plus larges. Les poissons qui heurtent la première nappe se précipitent dans la nappe centrale.

6A2.2. La pêche au filet (professionnelle)

La pêche au filet, effectuée à partir de bâteau de pêcheurs professionnels dans la plupart des cas, est généralement pratiquée pour des suivis quantitatifs et qualitatifs.
En général, pour obtenir des échantillons représentatifs des peuplements à étudier, il est nécessaire de travailler dans des conditions différentes de celles recherchées par les pêcheurs. Les prélèvements doivent être effectués au hasard et non dans les zones supposées les plus productives.
Ces techniques permettent de calculer des captures par unité d'effort (CPUE).

6A2.3. Autres méthodes

LES PALANGRES :
Engin composé d'un fil assez long et robuste, sur lequel sont fixés à intervalles réguliers de nombreux avançons moins épais, armés à leurs extrémités d'un hameçon (parfois des bouchons peuvent surélevés quelques hameçons au-dessus du fond.) Il est déposé sur le fond. La variété des hameçons, des appâts, et le mode de calée rendent ces engins très sélectifs.
LES NASSES :
Les nasses utilisées dans l'archipel des îles Lavezzi sont des paniers à poissons de 1,5 mètres de hauteur en osier. Elles sont garnies d'appâts (petits poissons, poulpes) mais elles ne sont utilisées que pour les captures d'une seule espèce, la Canthare. Les nasses sont visitées et recalées chaque matin.

6B. MESURER LES EFFECTIFS : INVENTAIRE QUANTITATIF

6B1 POISSONS D'EAU DOUCE

Parfois, l'écosystème est trop vaste pour que la totalité du peuplement puisse y être récoltée. On isole un certain nombre de sections ou de zones où le peuplement partiel est analysable par l'une des méthodes décrites.
Il est alors possible d'estimer la densité moyenne de chaque espèce en nombre d'individus ou en kilogrammes par hectare à partir des résultats partiels obtenus par l'intermédiaire des captures. Mais il est généralement impossible de suivre un plan d'échantillonnage rigoureux et déterminé d'avance car on est obligé de

tenir compte des possibilités matérielles de pêche. Aussi, qu'il s'agisse d'un cours d'une rivière ou de l'étendue d'un lac, il est rare que les facteurs du milieu restent identiques. Par exemple, dans un cours d'eau, la largeur, la profondeur, la nature du fond et la vitesse du courant varient d'un endroit à l'autre et il en résulte des différences importantes entre les relevés qui y sont effectués.

6B1.1. Comptages suite à des captures

La pêche électrique (voir Fiche méthode n°6.1.) ou la pose d'engins passifs de capture (voir page 191) permettent de compter le nombre d'individus de chaque espèce et d'estimer les effectifs des populations de poissons.
L'opération de pêche peut être répétée jusqu'à ce que le rendement devienne nul. On estime alors que la totalité du peuplement a été capturée et que l'efficacité de la pêche atteint 100 % pour toutes les espèces. Mais dans la pratique le résultat de 100 % de capture n'est jamais atteint. L'efficacité réelle varie avec les espèces et la taille des individus. Les résultats obtenus sont toujours sous-estimés.
Il est possible d'obtenir des valeurs relatives à un effort de pêche et de déterminer un indice ponctuel d'abondance. Il s'agit alors de répéter régulièrement la méthode en déterminant un nombre de points pendant un temps déterminé (comptage par unité d'effort). L'effort de pêche peut être celui fourni lors de la pêche électrique ou par capture au filet.
Les individus capturés peuvent être marqués pour des quantifications précises. Une opération de marquage doit porter sur un échantillon de plus de 100 sujets pour qu'il y ait un espoir de retours en nombre exploitable.

6B1.2. Cas particulier des mortalités naturelles massives

Certains phénomènes naturels entraînent une mortalité massive de poissons sur de vastes étendues. Mais c'est un phénomène imprévisible ne se produisant spontanément que dans certaines conditions.

6B1.3. Autres méthodes existantes mais à proscrire dans les espaces naturels

Il existe des méthodes destructrices qui consistent à récolter tous les poissons présents dans un écosystème donné. Elles ne sont applicables qu'à des milieux de faible dimension (mare, étang, secteur de rivière ou de canal compris entre deux barrages rapprochés...). Attention : Ces méthodes ne sont pas applicables dans les espaces naturels protégés. Elles ne sont citées ici qu'à titre d'information sur leur existance.

Méthodes non recommandées en site protégé :
- L'assèchement : la récolte des poissons se fait à vue, en éliminant l'eau. Les individus peuvent être comptés, ainsi que les espèces. On peut aussi effectuer des pesées et des mesures de taille. La mortalité due aux manipulations est faible lorsque l'assèchement est obtenu rapidement et que l'on dispose de récipients et de viviers pour stocker les poissons au fur et à mesure du ramassage. Certains poissons peuvent s'enfouir dans la vase, se cacher dans des cavités des berges, sous des pierres ou dans des trous de rochers. Aussi les alevins ou les très petites espèces peuvent passer à travers les grilles qui filtrent la sortie de l'eau.
- L'empoisonnement : une grande variété de substances ichtyotoxiques (naturelles ou de synthèse) sont utilisées, ayant une action spécifique sur les poissons de façon à ne pas détruire complètement la biocénose. On peut citer par exemple le crésol (Wilkins, 1955), la roténone (Léonard, 1939). Cette méthode est surtout utilisée dans les eaux peu profondes et d'étendue limitée. Les poissons tombent en grande partie au fond de l'eau. Dans le cas de la roténone, elle est toxique seulement pour les animaux à respiration branchiale ou trachéenne. La perte de toxicité est rapide même en eau stagnante. Le ramassage est plus difficile que dans la méthode par assèchement lorsque la profondeur est grande.
- Les explosifs : on utilise le plus souvent la dynamite. Cette méthode n'est utilisée que dans des cas particuliers où les autres méthodes sont inefficaces. Cette méthode a une action immédiate (les poissons sont tués au moment même de l'explosion). Certains poissons montent immédiatement à la surface alors que d'autres tombent au fond. Mais elle est coûteuse et d'efficacité incertaine. Aussi elle bouleverse complètement les biotopes.

6B2 POISSONS MARINS

6B2.1. Dénombrement direct par plongeur

La plongée sous-marine libre ou avec un scaphandre autonome est couramment utilisée pour l'étude *in situ* des peuplements marins. Le comptage des poissons marins peut alors être réalisé de manière directe par comptage à vue.
Le plongeur explore systématiquement une zone préalablement délimitée ou suit un parcours tracé d'avance (un transect), dans ce cas on peut obtenir des indices linéaires d'abondance. Il note au passage sur des tablettes spéciales tous les poissons qu'il rencontre. Il est conseillé de faire passer plusieurs fois au même endroit soit le même nageur, soit des nageurs différents pour comparer les différents résultats obtenus. Cette méthode ne donne de bons résultats que pour les poissons d'une certaine taille et sédentaires dans un secteur donné.
D'après GARCIA-CHARTON (2000), le comptage des poissons est réalisé :
– en tentant de compter directement le nombre exact d'individus,
Cette première méthode induit des manques de précision, spécialement si on considère que le cerveau humain semble avoir des difficultés à compter des individus dans un groupe de plus de 20 objets (BEVAN *et al.* in CHARBONNEL *et al.*, 1997).
– en utilisant des classes d'abondance (HARMELIN-VIVIEN *et al.*, 1985).
L'utilisation des classes d'abondance semble souhaitable (HARMELIN, 1987), même si celles-ci ont un niveau de précision peu fiable et un biais inconnu.
La transparence n'est pas toujours suffisante pour permettre l'observation visuelle dans de bonnes conditions. Il est nécessaire d'observer de jour et par beau temps. Cette méthode est sujette à de nombreuses causes d'erreurs, la taille des poissons n'est donnée qu'à titre indicatif, beaucoup de poissons res-

tent cachés et échappent à l'observation directe. Mais cette méthode a un gros avantage : elle ne perturbe ni le biotope, ni le peuplement étudié.

6B2.2. Le chalutage (capture par unité d'effort)

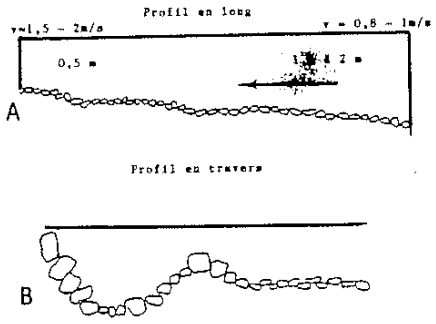
Le chalut, engin couramment utilisé pour la pêche en mer, peut être un moyen d'échantillonner les peuplements de poissons marins. Mais il n'apporte que des mesures approximatives. Le chalut est sélectif, en raison des phénomènes d'échappement et d'évitement. Aussi, la constitution de l'engin, son mode d'utilisation influent sur la composition des prises. Les poissons qui perçoivent à temps l'approche du chalut peuvent l'éviter si leur vitesse de nage est suffisamment importante par rapport à la vitesse de chalutage. L'évitement est une cause d'erreur systématique dans l'échantillonnage dont l'importance reste difficile à apprécier.

La RNN des Bouches de Bonifacio utilise le concept d'intensité d'effort développé par unité d'aire et par unité de temps (BOUGIS et al., 1976), une décade.
L'unité d'effort E représentant une partie de l'effort total et souvent définie par l'halieute par rapport aux jours de pêches, à la jauge et à la puissance des navires. Pour chacun des cinq types de pêches pratiqués, le gestionnaire de la réserve a considéré une unité d'effort qui sera la pièce par jour de pêche (P/J), l'hameçon par jour pour les palangres (Ham/J) et la nasse par jour (N/J) pour les nasses.

6B2.3. Les sennes tournantes et coulissantes

Elles sont principalement destinées à encercler les bancs de poissons après que ceux-ci aient été repérés. Elles servent surtout à la capture de populations monospécifiques. Les mailles sont fines et la hauteur de chute importante pour que le filet puisse atteindre le fond. Seuls les poissons qui s'enfouissent dans le sable et la vase sont mal capturés.
Les sennes se prêtent mal aux évaluations de biomasse car le volume d'eau encerclé est très difficile à estimer avec précision.

Un protocole est recommandé pour la Méditerranée :
Il s'agit d'utiliser des transects de 50 x 5 m, ou autres tailles de transects dépendant de la taille, de la mobilité... des espèces (400 x 10 m pour les gros groupes de poissons, 20 x 1 m pour les petits). Comme l'objectif est de détecter le gradient spatial de l'abondance à travers les limites d'un espace protégé, les unités d'échantillonnage doivent être placées le long de l'axe à la côte en dedans et en dehors de l'espace protégé. Neuf classes d'abondance ont été prédéterminées. La taille des individus est mesurée à 2 cm près, par comparaison avec une règle de plastique blanc. Afin de minimiser les biais, des critères supplémentaires peuvent être adoptés : même moment de la journée (10h00-14h00), à la même saison de l'année et éviter l'eau turbide (visibilité horizontale < 8 m), fort courant et mauvaises conditions météorologiques. Des descripteurs de l'habitat doivent être mesurés pour contrôler les interférences. Quantification de la structure de l'habitat.
Source : G.E.M. (voir page 190).



A. Les sites choisis pour les aloses ont un profil en long, limité à l'aval par une zone peu profonde à courant rapide (0,5 à 1,5 mètres d'eau).

B. En travers le lit de graviers central est bordé une zone littorale de blocs ou de tuf molassique.
Les graviers constitutifs du fond laissent entre eux des espaces ou les œufs peuvent se coincer.

6C. CARACTERISER LES POPULATIONS

6C1 REPRODUCTION

6C1.1. Visite des sites de reproduction (poissons d'eau douce)

Dans le cas d'espèces comme la Truite ou l'Ombre, la rivière peut être « visitée » pour découvrir les sites de reproduction. Ces animaux fraient dans le gravier en réalisant une légère dépression appelée nid dans le substrat. Ces nids sont facilement repérables sur le substrat grâce au gravier « propre » ressortant comme une tâche claire sur le fond de la rivière recouvert par des algues brunes-vertes. Les zones de frayère peuvent être recensées par kilomètre linéaire de rivière. Une zone de frayère peut regrouper plusieurs taches qui peuvent elles-même être composées de plusieurs nids.
Les paramètres suivants peuvent être relevés :
- localisation sur le parcours de la rivière,
- surface des nids,
- nombre de poissons de sexe féminin en activité de reproduction.

Une carte des frayères peut être dressée.

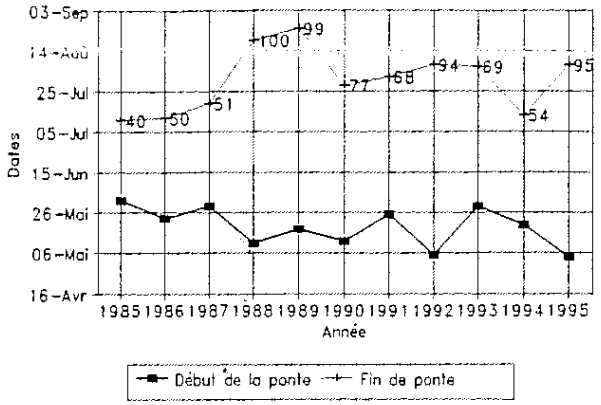
6C1.2. Observations (poissons marins)

En mer le succès de la reproduction s'apprécie par observation directe des espèces que l'on désire suivre et dont on connaît les territoires (le Mérou par exemple).

6C2 AUTRES CARACTERISTIQUES DE LA POPULATION

6C2.1. Etude de la croissance

Pour l'étude de l'âge et de la croissance des poissons, la méthode d'étude des écailles de larves de poissons est utilisée (PLANES, 2000). Elle permet de retracer l'histoire de la vie de l'animal. Ces méthodes doivent répondre à des objectifs particuliers et être mises en œuvre avec des laboratoires de recherche.



Période de ponte annuelle - RNN d'Agen, Frayère d'Alose

6C2.2. Etude du comportement

Le comportement est principalement étudié pour les poissons marins, notamment les mérous puisque chaque individu est identifiable. Dans ce cas c'est le comportement territorial qui est étudié.

6D. EVALUER LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS

6D1 SUIVI DE POPULATION

6D1.1. Comptages annuels

Les comptages annuels utilisent la pêche électrique ou au filet pour les poissons d'eau douce et la pêche au filet ou encore des méthodes relatives (transects en plongée sous-marine) pour les poissons marins.

6D2 SUIVI D'ESPECES

Les techniques de marquage avec re-observation ou re-capture permettent un suivi précis de certains individus. Le marquage permet d'estimer des évolutions de taille de populations mais aussi des taux de prédation. Les individus sont le plus souvent examinés, mesurés, pesés.
Des techniques de surveillances de poissons marins basées sur la plongée sous-marine et les marquages externes ont été expérimentées. Il s'agit d'identifier individuellement ou collectivement les poissons pendant un laps de temps.

Voir Fiche pratique 6.A

6D2.1. Suivi par radio-tracking (poissons marins)

Des puces électroniques peuvent être posées sur les poissons. Cette méthode est davantage développée avec des poissons marins qui ont une grande capacité de dispersion (saumon, thons) [et aussi les crutacés (crabes) et mollusques céphalopodes]. Les transpondeurs transmettent un signal acoustique quand ils reçoivent une interrogation du sonar.
La méthode du tracking (LENFANT, 2000) permet un suivi de la position du poisson et donne des informations sur son environnement (température, profondeur, luminosité...). Un système d'au minimum trois bouées, distantes d'environ 100 m, limitant la surface couverte, est utilisé pour calculer par triangulation la position d'une puce électronique. Pour une échelle de suivi plus large, il est possible de procéder autrement, mais les méthodes sont plus lourdes.
Les limites de la méthode résident dans le coût financier de ces technologies. La miniaturisation des puces pour des poissons plus petits rend le coût plus important. La position de la bouée est critiquable pour l'interprétation du signal envoyé par le poisson.

Prospection de nuit pour la capture de l'Apron du Rhône dans la RNN des Ramières du Val de Drôme

Fiche pratique n°6.A

Le marquage des poissons

Marquage externe pour un suivi sous l'eau

Divers modes de marquage sont utilisés :

- le tatouage, le brûlage, le cryomarquage, l'ingestion de marqueurs radioactifs permettent une identification de durée moyenne (1 à 18 mois).
- l'apposition de clips operculaires, d'agrafes mandibulaires, de marques hydrostatiques ou fanions sur les migrateurs offrent une identification individuelle de longue durée (1 à 5 ans).

Les marques sont appliquées sur le corps de l'organisme (voir figure ci-dessous). Ces types de marquages sont facilement détectables et permettent une codification individuelle qui rend la collecte de données facile.

Le choix d'un marquage externe doit être fait en relation avec les objectifs du projet, les caractéristiques des espèces à marquer et en fonction des données à collecter. De telles techniques ont été utilisées pour un suivi des mouvements de poissons et de l'exportation de biomasse (RUSS et ALCALA, 1996).

Les avantages et les inconvénients des différents types de marquages peuvent aider au choix (voir tableau).

Marquages utilisés pour le suivi des poissons marins en Méditerranée (voir figure)	Avantages	Inconvénients
Type "Transbody" (Spaghetti, Streamer...) sont utilisés pour les poissons juvéniles et ceux de grande taille.	Taux de rétention important	Prennent du temps et le risque d'enchevêtrement est grand.
Internal anchor tags Petits ou gros poissons	Taux de rétention et de survivance important.	La procédure de marquage est lente.
Dart style group (T-bar, Arrowhead)	Le plus commun utilisé aujourd'hui. Haut taux de rétention et un effet très faible sur la croissance et la survie des juvéniles.	La pénétration du pistolet à travers la peau laisse la porte ouverte aux infections. Certains individus peuvent perdre leur marquage, dû à un trou trop grand. La croissance d'algues sur le marquage, spécialement pour les poissons vivant dans des habitats riches en végétation, augmente le poids, rendant la nage plus difficile.

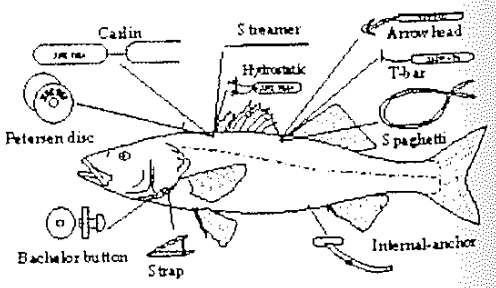
Source : WINNER *et al.*, 1999.

Problèmes et limites : Dans l'idéal, un marquage externe ne devrait affecter l'animal d'aucune façon. En particulier, un marquage ne devrait jamais augmenter la mortalité des individus ni affecter leur croissance. Ceci est particulièrement important pour des études de la dynamique des populations basées sur des suivis par marquage-recapture. La rétention des marques et leur reconnaissance dépend de plusieurs facteurs (mécanisme d'attache, espèces, visibilité des marques...).

Marquage coloré

Le marquage peut être réalisé en masse dans l'habitat naturel des poissons. Il est réalisé avec un composé fluorescent : la tetracycline. Des travaux ont montré que l'injection de tetracycline dans une femelle en gestation laisse des marquages fluorescentes à tous les stades de développement sur l'embryon. Cette méthode peut être utile pour des poissons pondant des œufs pelagiques.

Source : D'ANNA et PIPITONE (2000)



Marquage sur les deux faces, sur une face de l'organisme. En raison de leur procédure de marquage rapide et de la haute visibilité sous l'eau, le « Dart style » et le « T-bar anchor » ont été souvent utilisés dans les méthodes de marquage-reobservation sous l'eau. Le « T-bar anchor », modifié en y ajoutant un disque Peterson, a été employé avec succès en méditerranée. Il est probablement le type de marquage le plus utilisé.

Fiche méthode n°6.1

Inventaires de poissons d'eau douce

La pêche électrique

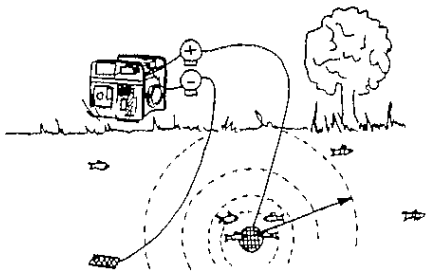
➠ Principe de la méthode

La pêche électrique met à profit une réaction provoquée par les courants polarisés.
Un générateur produit un courant redressé d'intensité réglable entre 300 et 600 volts. La phase négative est mise à l'eau *via* une grille métallique (cathode). La phase positive est connectée à une anode de pêche (manche isolant terminé par un anneau d'acier inoxydable conduisant le courant), qui va être manipulée par un opérateur. Une fois plongée dans l'eau, l'anode ferme le circuit électrique et le phénomène de pêche se produit. Un champ électrique sphérique d'intensité décroissante à mesure que l'on s'en éloigne, va rayonner autour de l'anode et influencer le comportement de tout poisson se trouvant à l'intérieur (voir figure). Les terminaisons nerveuses présentes sur le flanc des poissons (les lignes latérales) sont des récepteurs sensibles à ce stimulus. La différence de potentiel appliquée à ces lignes latérales va déterminer une modification de comportement chez le poisson, qui va irrésistiblement nager vers le gradient de potentiel le plus élevé. C'est ce qu'on appelle la nage forcée. Une fois arrivé à proximité de l'anode, là où le champs électrique est le plus élevé, le poisson entre en électronarcose – une sorte de perte de connaissance – et est capturé dans une épuisette. Une fois qu'il n'est plus soumis au champ électrique, l'animal retrouve sa mobilité très rapidement et ne garde aucune séquelle.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

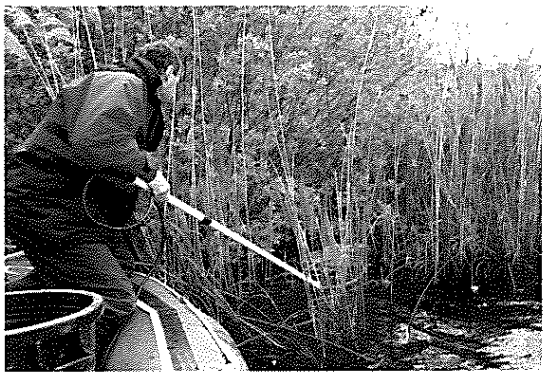
Pour réaliser un sondage, la pêche s'effectue en bateau (ou à pied) de manière continue sur une seule rive :
– Pêches intensives : réalisées sur de très nombreux points le long des berges et si possible dans le lit, sur un tronçon de rivière d'une longueur de 200 mètres environ. Il s'agit d'obtenir une bonne connaissance quantitative et qualitative du tronçon étudié.
– Pêches ponctuelles, répétées régulièrement selon la même méthode (« x » points d'étude ; électrodes plongées dans l'eau pendant « y » minutes...), permettant, avec un investissement modéré, des comparaisons efficaces (Echantillonnage Ponctuels d'Abondance).



Générateur, Anode et Cathode

Matériel et méthode

Le matériel, comprenant un groupe électrogène, est installé sur une barque. Les personnes qui pêchent se trouvent sur une autre embarcation. Ils sont munis d'épuisettes pour capturer les poissons. Ils guettent les poissons attirés vers la perche (anode) que tient une autre personne qui prospecte les rives avec celle-ci.



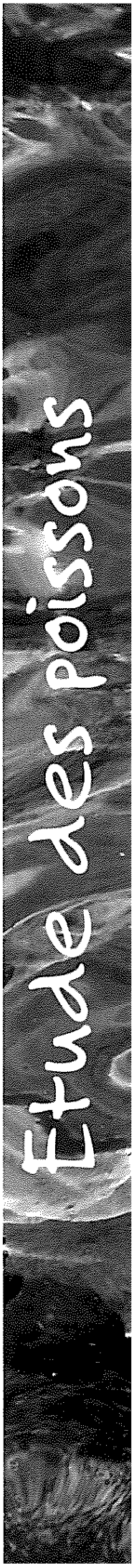
N. PERON

Personne tenant la perche avec l'anode depuis un bateau. RNN Etang de Cousseau.

Exemple d'une organisation de chantier.
L'atelier pêche :
- un bateau à moteur comprenant le groupe de pêche électrique avec à son bord un pilote et deux pêcheurs du C.S.P.
- un bateau à moteur avec pilote pour le transport du poisson vers le chantier de dépouillement.

L'atelier de dépouillement :
- quatre personnes pour effectuer le tri et la détermination, la mesure de la longueur, la pesée, et éventuellement un prélèvement d'écailles ;
- une personne qui saisit les données.

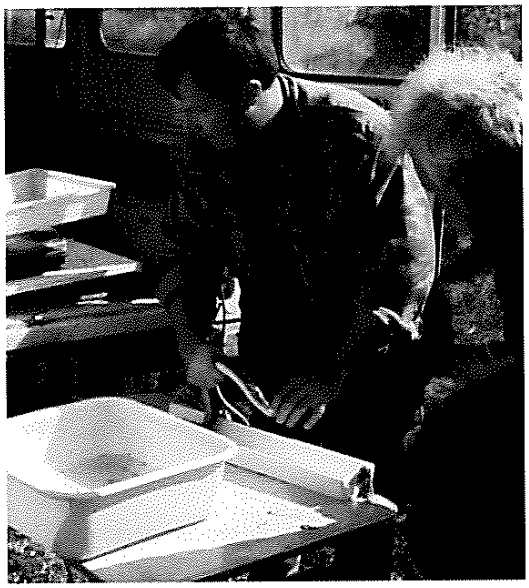
Le chantier regroupe donc neuf personnes.



... Fiche méthode n°6.1

Paramètres mesurés

Les poissons capturés sont pesés, mesurés et éventuellement marqués avant d'être remis dans leur élément. Des mesures morphologiques sont effectuées sur les poissons.



COPME

Mesure de la taille d'un poisson dans la RNN de Grand Pierre et Vitain

Recommandations

La faune piscicole n'est qu'un aspect des biocénoses aquatiques, et il peut être nécessaire, pour rendre compte de l'état du milieu, de compléter ces investigations par d'autres techniques : IBGN, radio-pistage, analyses physico-chimiques, description des habitats, enquêtes halieutiques.

Conditions de réalisation

Les inventaires sont menés avec les équipes du Conseil Supérieur de la Pêche (C.S.P.).

Avantages et inconvénients

Avantages

Cette technique d'échantillonnage présente plusieurs avantages importants :

- grande efficacité de capture,
- respect de la vie des organismes prélevés,
- conditions opératoires standardisées et reproductibles offrant une grande cohérence des résultats.

Inconvénients

PHILIPPART (1979) cite quelques inconvénients de la pêche électrique :

- l'efficacité de la pêche diminue au delà de deux mètres de prodondeur,
- les espèces rhéophiles organisées en banc et à mode de vie plutôt pélagique (Ombre, Hotu, Vandoise) sont plus difficiles à pêcher que les espèces territoriales à répartition homogène (Truite) ou que les espèces grégaires à mode de vie benthique (Barbeau, Goujon) ou cryptique (Chevaine) qui manifestent une préférence écologique nette pour les habitats de berge.

Type de données recueillies

La pêche électrique a pour but de faire l'inventaire de l'ensemble des espèces de poissons vivant dans un secteur précis d'une rivière (richesse spécifique). C'est la méthode la plus efficace pour rendre compte de la qualité et de la structure d'une population piscicole ou astacicole. Elle permet d'estimer les effectifs (abondance de la population) mais aussi de mesurer la taille et le poids des individus, ainsi que l'état sanitaire.

Les résultats en termes de biomasse et d'effectif sont appréciés par référence d'une part au temps de pêche, d'autre part aux données du réseau hydrobiologique et piscicole (RHP) du Conseil Supérieur de la Pêche (C.S.P.), utilisé par les agences de l'eau.

D. LANGLOIS

Pêche électrique par le CSP dans la RNN du Ravin de Valbois

Pour en savoir plus

PHILIPPART (1979).

Fiche méthode n° 6.2

Inventaire de poissons d'eau douce

La pêche au filet

Principe de la méthode

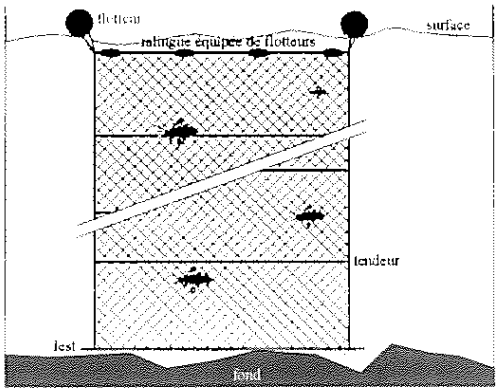
Les poissons ne voient pas le filet (les fils de nylon qui le composent ont un diamètre de 0,2 à 0,3 mm), s'y enfoncent et restent accrochés par leurs opercules.

Comment procéder ?

Méthode de relevé
La pose de filet se réalise avec un bateau pneumatique se déplaçant à reculons. Le filet doit être bien tendu.
En rivière, la pose se réalise dans l'axe du courant ou avec un léger décallage par rapport à celui-ci.
Après un temps de pose variable (de quelques minutes à quelques heures, selon les conditions locales), le filet est remonté depuis le bateau, en commençant par l'aval et les poissons sont décrochés individuellement et placés dans des bacs d'eau.

Filets horizontaux :
Lors de leur utilisation, une extrémité du filet est attachée, soit à un point fixe (bord, ...), soit à un câble garni d'un lest et d'une bouée de repérage. L'autre extrémité est attachée à un autre câble également garni d'un lest et d'une bouée de repérage. La profondeur d'immersion est réglée en attachant le filet plus ou moins bas sur les câbles, mais de manière à ce qu'il reste horizontal. Des flotteurs sur la ralingue supérieure et des lests sur la ralingue inférieure assurent un positionnement vertical de la nappe dans le milieu.

Filets verticaux :
Leur principe de fonctionnement est identique à celui des filets horizontaux, mais ils permettent d'échantillonner toute la colonne d'eau en un endroit précis et, ainsi, de déterminer à quelle profondeur on peut trouver telle ou telle population piscicole. Pour aider à cette identification, des marques de profondeur sont portées le long des filets.
De légères perches sont attachées de loin en loin sur ces filets afin qu'ils restent tendus dans l'eau, tandis que le bas du filet est lesté par une barre métallique directement attachée à la ralingue du bas. Ces filets sont stockés sur des rouleaux de PVC et ils sont mis en place et remontés en employant une sorte de treuil placé sur le côté du bateau.



Filet vertical

Matériel
Filets horizontaux :
Ces filets ont généralement une longueur de 50 mètres, une hauteur de 1m50 et des mailles comprises entre 10 et 80 mm.
Filets verticaux :
Ce sont des filets très étroits (1,5 à 2 m) et très hauts (jusqu'à 40 mètres), également disponibles en différentes mailles.

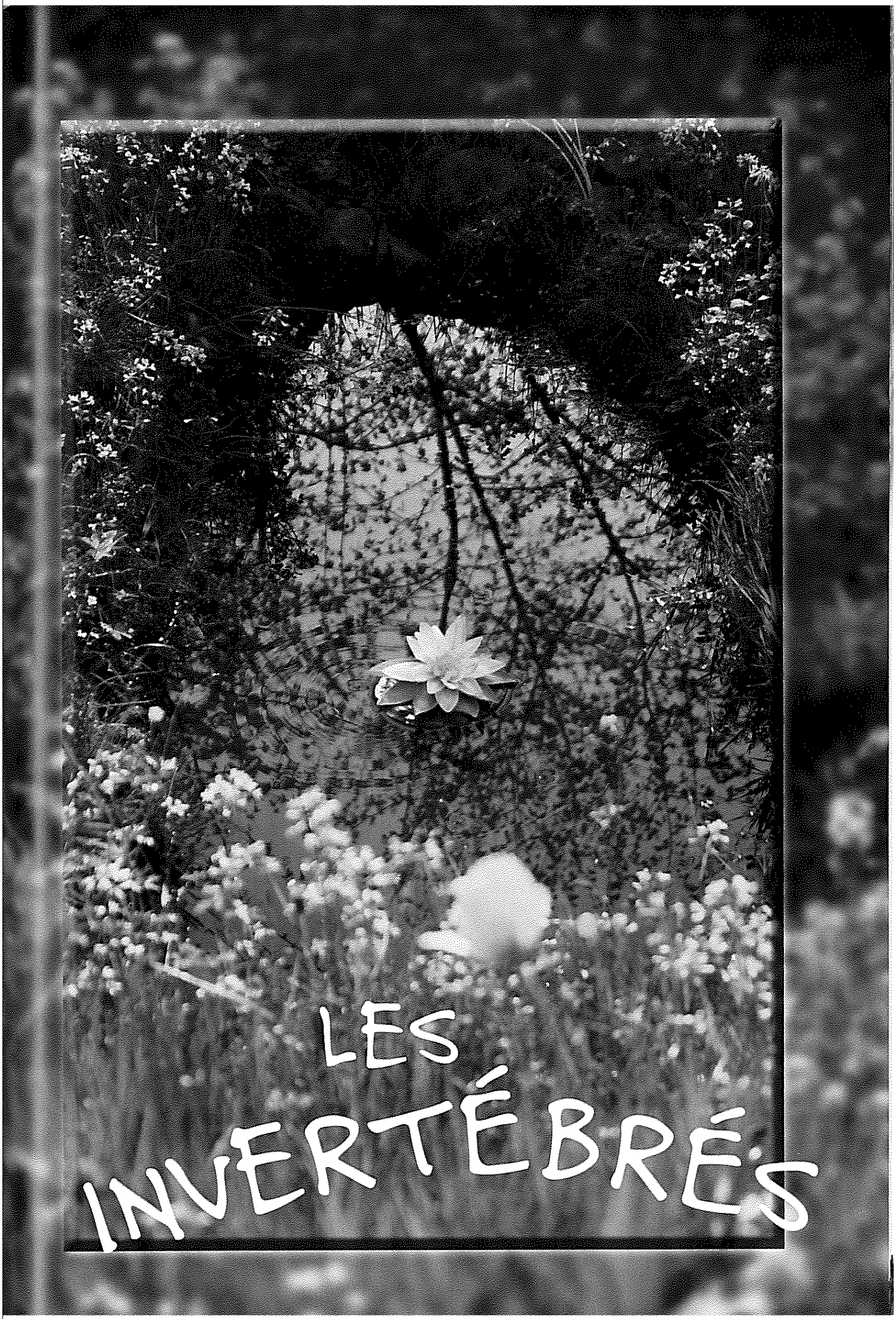
Avantages et inconvénients

Avantages
Cette technique d'échantillonnage présente plusieurs avantages importants :
- choix de la taille de la maille du filet, ce qui permet de cibler la taille des poissons que l'on souhaite capturer,
- en fonction de cette taille, choix éventuel des espèces cibles,
- conditions opératoires standardisées et reproductibles offrant une grande cohérence de résultats,
- selon la profondeur d'immersion du filet, choix de la zone qui sera échantillonnée (surface, fond).

Inconvénients
Elle s'accomode mal des zones garnies de débris car les filets s'y accrochent et s'y déchirent.

Pour en savoir plus

Site internet de l'unité de recherches en biologie des organismes (Belgique).
www.fundp.ac.be/urbo/present_p_filet.htm


LES
INVERTÉBRÉS

7. Eléments méthodologiques pour l'inventaire et le suivi des invertébrés

7.1. Introduction à l'étude des invertébrés

Les inventaires de vertébrés et de flore sont, selon les groupes étudiés, plus ou moins aisés à réaliser et à répéter. Il n'en est pas de même pour les invertébrés, notamment pour l'entomofaune. Les invertébrés constituent pourtant la plus forte composante de la biodiversité spécifique et réunissent à eux seuls plus de 80 % de la biodiversité. Les insectes, dont les besoins reflètent ceux de nombreux autres animaux, constituent une composante importante des biocénoses. Selon MARTINEZ (1983), cette part importante du monde vivant encore méconnue peut nous permettre d'appréhender le niveau d'équilibre et le fonctionnement des écosystèmes.

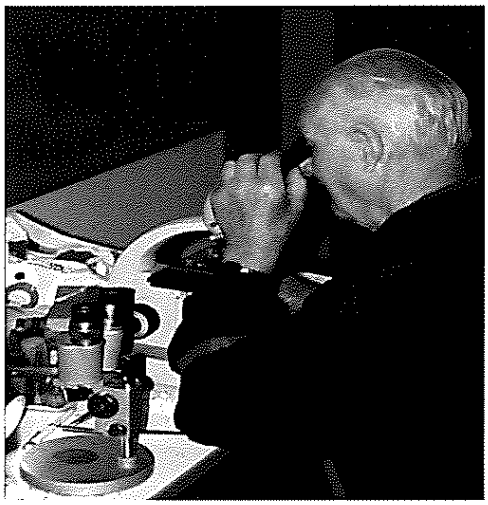
La prise en compte des Invertébrés dans une problématique de conservation, de protection et de gestion d'un espace naturel est loin d'être encore l'une des préoccupations prioritaires des décideurs, qu'ils soient politiques ou gestionnaires (DUPONT, 1997). Mais il semble que ce constat tende à se renverser puisque les gestionnaires d'espaces naturels intègrent maintenant ces animaux dans leurs plans de gestion au même titre que les plantes ou les vertébrés, même si la plupart du temps les investigations se portent essentiellement sur les groupes les mieux connus : Odonates, Lépidoptères, Orthoptères et Coléoptères.

7.1.1. Quelles références pour la détermination

L'inventaire des invertébrés est rendu particulièrement difficile à cause des problèmes liés au nombre important d'espèces et à leur détermination. Les spécialistes de certains groupes taxonomiques sont rares.

Plus encore que pour d'autres groupes faunistiques, l'utilisation de clés de détermination est une nécessité pour la plupart des espèces d'invertébrés. Pour chaque groupe taxonomique il existe des références bibliographiques et des clés de détermination bien spécifiques. On citera ici une sélection de références que le gestionnaire pourra utiliser (voir Fiche pratique n°7.A). Cette liste n'est pas exhaustive et il est recommandé de consulter les spécialistes de chaque groupe pour obtenir une bibliographie à jour et les dernières clés publiées. La consultation d'articles ou d'ouvrages spécialisés est indispensable pour la détermination.

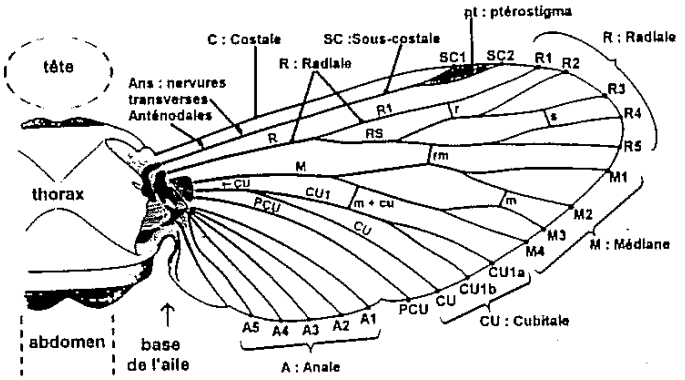
Pour certains groupes d'invertébrés il sera parfois difficile de déterminer au delà du genre car le travail de détermination est trop fastidieux. C'est le cas notamment de la plupart des araignées qui ne peuvent être déterminées au niveau spécifique que par l'examen des structures génitales des adultes. On rencontre la même difficulté chez les opilions, pour lesquels l'examen du pénis du mâle est indispensable. La détermination au delà du genre ou de la famille n'est pas toujours nécessaire pour répondre aux objectifs visés par l'inventaire. C'est le cas notamment pour les invertébrés aquatiques en vue de l'analyse de la qualité de l'eau (voir chapitre 1 page 27).



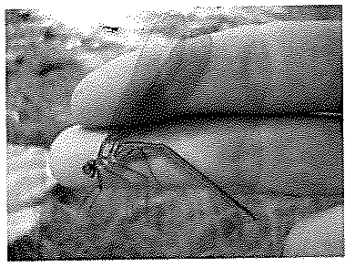
D. LANGLOIS

La taille des individus à déterminer est souvent petite et les spécimens difficiles à déterminer. Pour ces raisons, il est souvent indispensable de recourir à l'utilisation d'une loupe binoculaire. Pour l'étude des Odonates, une loupe binoculaire n'est pas indispensable pour l'examen des adultes (ou imagos), par contre elle est nécessaire pour l'identification des larves et des exuvies (dépouilles larvaires). L'utilisation d'une loupe sur le terrain peut également être utile à la détermination des espèces déjà connues par le gestionnaire et dont les critères d'identification sont évidents (préparer éventuellement des fiches pour se les rappeler avant de se rendre sur le terrain).

Même si des clés de détermination complètes existent pour certains groupes, le gestionnaire de l'espace naturel ne sera pas pour autant en mesure de pouvoir identifier de façon certaine les espèces du groupe considéré. Il devra faire appel à des spécialistes de chaque groupe taxonomique pour inventorier les espèces, ou au moins valider les résultats de l'inventaire (au moins pour le premier). C'est parfois difficile dans les régions où les professionnels manquent et pour certains groupes (pour les Diptères syrphidés il semble n'exister que trois spécialistes en France !).



Nomenclature et terminologie alaire d'un insecte. Présentation schématique, d'après GRANDI (1951)



F. TAUPIN

Détermination d'une odonate dans la RNN du Girard

Dans la RNN de Grand Pierre et Vitain, un exemplaire de chaque espèce figure dans la collection de référence déposée au Muséum d'Histoire Naturelle local. Cette dernière comprend également des espèces qui n'ont pu être déterminées.

L'ensemble des insectes capturés seront placés dans des piluliers contenant de l'alcool à 70°. Placer dans le pilulier une étiquette en bristol avec la date de la récolte, la localisation ainsi que le n° du piège inscrit au crayon gris car l'encre se dissout dans l'alcool.

Il est important de rappeler que dans beaucoup de cas, l'étude des insectes et autres invertébrés nécessite la mise à mort des individus pour leur reconnaissance car toutes les espèces ne sont pas déterminables à vue. Dans la mesure du possible, le nombre des spécimens capturés doit être réduit au minimum de façon à limiter l'impact sur la faune du site étudié. La réalisation d'une collection de référence lors d'un premier inventaire permettra au gestionnaire de se familiariser à la reconnaissance des espèces présentes sur la réserve et donc d'éviter la mise à mort d'individus lors de futurs inventaires (interdite d'après le décrêt de la plupart des réserves naturelles). Le gestionnaire ne devra pas négliger les données de collections parfois consultables dans les muséums d'histoire naturelle ou appartenant à des spécialistes. Selon DOMMANGET (1981), au fur et à mesure que grandit l'expérience du gestionnaire, les prélèvements sont de moins en moins nécessaires, et un simple contrôle sur le terrain suffit, le plus souvent, pour la majorité des espèces, notamment pour les espèces de grande taille (Odonates par exemple). Selon lui, avec un peu d'expérience, muni d'une paire de jumelles, on peut observer et reconnaître certaines libellules volant hors d'atteinte des filets.

Certaines méthodes de conservation des échantillons ont fait l'objet de fiches techniques entomologiques dans la revue Insectes. On citera ici uniquement les références :

- *D'AGUILAR J., 1994. Conseil pour l'expédition des échantillons soumis à l'identification. Insectes 95 (4) : 23-24.*
- *PERRON J.-M., 1994. La conservation des spécimens d'insectes. Insectes 93. Ed. OPIE : 21-25.*
- *MUTING M., 1983. Chasser et collectionner les insectes. Ed. Solarama : 63 p.*

Fiche pratique n°7.A...

Quelques clés de détermination des invertébrés

Insectes en général

CHINERY M., 1988. Insectes d'Europe occidentale. Arthaud, Paris : 320 p.
DELVARE G., ABERLENC H.-P. (1989). Les insectes d'Afrique et d'Amérique tropicale. Clés pour la reconnaissance des familles. CIRAD, PRIFAS. Montpellier : 302 p.

Invertébrés aquatiques :

TACHET H., BOURNEAUD M. et RICHOUX P., 1991. Introduction à l'étude des macroinvertébrés des eaux douces (systématique élémentaire et aperçu écologique). 4ème édition. Université de Lyon I et Association Française de Limnologie. Lyon : 155 p.

Odonates :

AGUILLAR (d') J., DOMMANGET J.-L. et PRECHAC R., 1985. Guide des Libellules d'Europe et d'Afrique du Nord. Delachaux et Niestlé, Neuchâtel, Paris : 341 p.
WENDLER A. et NUSS J.-H., 1994. Libellules. Guide d'identification des libellules de France, d'Europe septentrionale et centrale. Société Française d'Odonatologie : 130 p.

Odonates (exuvies) :

AGUESSE P., 1968. Les Odonates d'Europe occidentale, du nord de l'Afrique et des Iles atlantiques. Clé pour l'identification des larves. Faune de l'Europe et du bassin méditerranéen. Masson et Cie Editeurs, Paris, Tome 4 : 258 p.
CLOUPEAU R., LEVASSEUR M., BOUDIER F., 1987. Clé pour l'identification des exuvies des espèces ouest-européennes du genre *Gomphus* Leach, 1815 (Anisoptères ; Gomphidae). *Martinia* 5 : 3-12.
GARCHINI G., 1983. A Key to the italian odonate larvae. Societas Internationalis Odonatologica. Rapid Communications (Supplements) n°1, Ultrecht : 100 p.
JÖDICKE, R., 1993. Die Bestimmung der exuvien von *Sympetrum sanguineum* (müll.), Striolatum (Charp.) und *S. vulgatum* (L.) (Odonata : Libellulidae). *Opusc. Zool. Flumin.* 115 (1993) : 1-8.
MAIBACH Alain, 1989. Clé de détermination illustrée des libellules (Odonates) de Suisse et des régions limitrophes. *Bulletin Romand d'entomologie* 7 : 31-68 (1989).
PETER L. MILLER. Dragonflies. Naturalist'Handbooks 7. Université de Cambridge (U.K.) : 49-57.
ULRICH (VON) F., 1979. Bildbestimmungsschlüssel mitteleuropäischer Libellen-Larven (Insecta : Odonata). Clé illustrée pour les larves d'Odonates du Centre de l'Europe. *Stuttgarter Beitrage zur Naturkunde*, Serie A (333) : 1-17.

Lépidoptères :

LERAUT P., 1997. Liste systématique et synonymique des Lépidoptères de France, Belgique et Corse. 2e édition. *Alexanor*, Paris : 526 p.
LAFRANCHIS T., 2000. Les papillons de jour de France, Belgique et Luxembourg et leurs chenilles. Parthénope Collection : 448 p.
TOLMAN T. et LEWINGTON R., 1999. Guide des papillons d'Europe et d'Afrique du nord. Delachaux et Niestlé édit., Neuchâtel-Paris : 320 p.

Coléoptères :

AUBER L., 1976. Atlas des Coléoptères de France. Ed. Boubée, Paris, Tome I : 261 p.
BENSE U., 1995. Longhorn beetles. Illustrated Key to the Cerambycidae and Vesperidae of Europe : 512 p.
DU CHATENET G., 1986. Guide des Coléoptères d'Europe occidentale. Delachaux et Niestlé, Paris : 480 p.
Il semble exister, selon BOUGET (Cemagref Nogent / Vernisson), une bibliographie de qualité pour la détermination des Coléoptères, incontournable mais obsolète pour certains groupes :
JEANNEL R., 1941. Faune de France. Coléoptères carabiques.1re partie. Office central de Faunistique. Pairs : 1-571 p.
JEANNEL R., 1942. Faune de France. Coléoptères carabiques.2e partie. Office central de Faunistique. Pairs : 573-1173 p.
PORTEVIN G., 1929. Histoire naturelle. Coléoptères de France. Tome I, Paris.

VILLIER, A., 1978. Faune des Coléoptères de France. I : Cerambycidae. Ed. Lechevallier. Paris.
Il existe d'autres ouvrages en langue allemande ou anglaise, non cités ici.

Orthoptères :

BELLMANN H. et LUQUET G.-C., 1995. Guide des sauterelles, Grillons et Criquets d'Europe occidentale. Delachaux et Niestlé : 384 p.
CHOPARD L., 1951. Faune de France n°56 : Orthopteroïdes. Ed. Lechevalier, Paris : 359 p. (épuisé)
DEFAUT B., 1982. Quelques précisions sur la détermination, la répartition et l'écologie des espèces françaises du genre *Euchothippus* [Orth. Acrididae]. *L'Entomologiste*, 38 (2) : 82-87.
DEFAUT B., 1997. Clé permettant d'identifier le super-ordre des orthopteroïdes au sein de l'embranchement des arthropodes.
DEFAUT B., 1997. Clé permettant d'identifier les différents ordres au sein du super-ordre des orthoptéroides. (inspiré de Harz et Kaltenbach, 1976).
DEFAUT B., 1997. Synopsis des Orthoptères de France. *Matériaux entomocenotiques* Hors série: 74 p.
DEFAUT B. Schéma syntaxonomique pour les Orthoptères dans le domaine paléarctique occidental. (disponible à RNF, document de stage « Initiation à l'intérêt des Orthoptères pour la gestion »).
DEFAUT B., 1988a. Détermination des Orthopteroïdes ouest-paléarctique. 4. *Catantopidae* : le genre *Calliptamus* Serville 1831, en France, Espagne et Maroc. 5. *Acrididae* : les genres *Acrida* L., 1758, Truxalis F., 1775 et *Ochrilidia* Stal 1873, en France, Espagne et Maroc. *L'Entomologiste*, 44(6) : 337-345.
DEFAUT B., 1988b. Détermination des Orthopteroïdes ouest-paléarctiques. 6. – *Caelifera* : *Acrididae* (suite). 7. – *Ensifera*. 8. – *Mantodea*. *Travaux du laboratoire d'écobiologie des Arthropodes Edaphiques*, Université P. Sabatier, Toulouse, 6(1) : 1-93.
ENGLISH NATURE, 1994. Habitat fragmentation ; species at risk. Invertebrate group identification. P. Kirby. English Nature reports. Report to Nature Conservancy Council for England.
KRUSMAN G., 1988. Matériaux pour la faunistique des Orthoptères de France. Fasc. III. Instituut Voor Taxonomische Zoölogie (Zoölogisch museum) édit., Universiteit van Amsterdam.
VOISIN J.-F., 1992. Atlas des Orthoptères de France. Etat d'avancement au 31.12.91. MNHN, Paris.

Hyménoptères :

A l'heure actuelle, il n'existe aucun ouvrage ni en français ni en anglais qui permette l'identification des espèces de bourdons de France en général. D'après le gestionnaire de la RN de Nohèdes, le seul ouvrage de synthèse vraiment adapté à des régions montagneuses méridionales est celui de PITTIONI (1939), mais il y manque toutefois l'intégration des connaissances récentes pour certains groupes. Et il est indispensable de le compléter pour le sous-genre *Bombus* s.s. par Rasmont (1983), Rasmont *et al.* (1996) et Williams (1998) pour une nomenclature à jour.

PITTIONI B., 1939. Die Hummeln und Schmarotzerhummeln des Balkan-Halbinsel mit besonderer Berucksichtigung des fauna Bulgariens. II. Spezieller Teil. Mitteilungen aus den Köninglichen Naturwissenschaftlichen Instituten in Sofia, 12 : 49-122, 6 pls.
RASMONT P., 1983. Catalogue commenté des Bourdons de la région ouest-paléarctique (Hymenoptera, Apidae, Bombinae). Notes faunistiques de Gembloux : 7 : 1-72.
RASMONT P., EBMER P.A., BANASZAK J. et VAN DER ZANDEN G., 1996. Hymenoptera Apoidea Gallica. Liste taxonomique des abeilles de France, de Belgique, de Suisse et du Grand-Duché de Luxembourg. Bulletin de la Société entomologique de France, 100 (H.S.) : 1-98.
WILLIAMS P.H., 1998. An annotated checklist of bumble bees with an analysis of patterns of description (Hymenoptera : Apidae, Bombini). *Bulletin of The Natural History Museum, Entomology Series*, 67(1) : 79-152.
Il existe une clé de détermination des fourmis rousses des bois adaptée à partir de CHERIX (1988).

Araignées et Opilions :

JONES D., 1990. Guide des Araignées et Opilions d'Europe. Delachaux et Niestlé, Neuchâtel-Paris : 383 p.

Mollusques :

PFLEGER V., 1989. Guide des Coquillages et Mollusques. Hatier, Fribourg (Suisse) : 192 p.
MARTOJA M., 1995. Mollusques. Institut oceanographique. Collection "Synthèses" : 168 p.
☞ **Nomenclature adoptée pour les mollusques dans les réserves naturelles rhénanes :**
KERNEY, CAMERON, RILEY (1979) pour les mollusques terrestres.
MEIER-BROOK (1983) pour le genre *Gyraulus*.
ZILCH (1962), in « Tierweit Mitteleuropas » pour la plupart des mollusques aquatiques.

Pour les invertébrés marins : http://ffessm.free.fr/bibliographie_invertébrés.htm

7.1.2. Sur quel objet travailler, quels milieux prospecter ?

Le nombre d'ordres, de familles et d'espèces d'invertébrés étant important, il est évident qu'il n'est pas possible d'inventorier tous les taxons présents sur un site. Aussi, il est plus pertinent dans beaucoup de cas de cibler un groupe taxonomique afin de mesurer les effets d'une gestion ou le bon état de conservation d'un habitat, plutôt que de tenter de tout connaître, à moins d'avoir à proximité de la réserve des spécialistes de tous les groupes taxonomiques, ce qui est rare ! Ce choix dépend en partie des références existantes et de l'état des connaissances sur le groupe en question.

Le choix du groupe à étudier repose cependant en priorité sur les milieux qui composent la réserve naturelle (voir Fiche pratique n°7.B) puisque certaines espèces ou certains groupes d'espèces ont un lien fort avec un habitat.

Le choix de l'inventaire d'un ordre ou d'une famille dépend cependant parfois des opportunités. En effet, certains inventaires peuvent être réalisés grâce à un spécialiste "de passage" sur la réserve naturelle, sans que cela ait été prévu dans le plan de gestion. Si les inventaires peuvent être réalisés en fonction des opportunités, les suivis doivent privilégier un groupe à large diversité spécifique et dont une majorité d'espèces a des capacités de dispersion limitées et des exigences microclimatiques ou autres exigences strictes d'habitat. Le gestionnaire devra donc éviter de travailler sur des groupes à populations abondantes mais à richesse spécifique faible.

Selon de groupe de travail INV.ENT.FOR. (voir page 218), le groupe que l'on va inventorier en priorité sera un groupe dont ont a suffisamment de connaissances sur :
– la systématique,
– la biologie,
– l'écologie.
Ainsi, le groupe étudié doit avoir un lien avec l'habitat étudié. C'est un groupe à large diversité spécifique, avec notamment des espèces « parapluie ». Il faudra donc choisir l'ordre le plus adapté pour caractériser le milieu naturel principal de la réserve. La configuration du site et notamment l'accessibilité peuvent également être déterminante.

7.1.3. Quelles méthodes d'échantillonnage utiliser ?

Les techniques sont adaptées à l'objet de l'étude, ce dernier étant généralement un groupe d'invertébrés particulier, mais aussi à la structure spatiale du milieu que l'on veut inventorier (LOTT et EYRE, 1996). Aussi, si l'objectif est de couvrir le maximum d'invertébrés pour un premier inventaire, les captures sont adaptées à chaque strate de végétation (EMERIT) :
- Des recherches actives s'appliquent à la strate herbacée, arbustive, mais aussi à l'écorce des arbres,
- Le fauchage avec un filet fauchoir s'applique à la strate herbacée et arbustive. Il se pratique le long d'un transect, avec un mouvement de va-et-vient, en effleurant la cime des herbes.
- Des battages de la végétation et collecte de ce qui tombe dans une nappe horizontale tendue entre deux bâtons (parapluie japonais) concerne la strate arbustive.
- Des tamisages avec récolte sur un drap blanc de ce qui passe à travers le tamis se pratique sur la litière. La surface de litière traitée est de 2 m² pendant 1 heure.
- Des recherches à main, en progressant au ras du sol ou à genoux s'appliquent aux trous d'arbres, à la litière, aux pierres et au bois mort.

Il faut bien avoir à l'esprit qu'une seule méthode de piégeage permet rarement une bonne estimation des effectifs des espèces du groupe que l'on veut étudier et qu'un cumul de plusieurs méthodes permet d'approcher au mieux le groupe visé. Des modes de piégeage variés permettent par exemple de collecter des individus de milieux et de modes de vie différents.
Quel que soit le groupe considéré, l'inventaire des invertébrés nécessite la plupart du temps de capturer les individus. Pour une grande majorité des espèces, les pièges ne sont pas sélectifs. On doit donc porter une attention toute particulière au choix de dates et des lieux de piégeage. Il existe cependant des pièges plus sélectifs que d'autres, comme les pièges à phéromones ou ceux utilisant un appât alimentaire.
On peut subdiviser les techniques de capture des insectes en deux grandes catégories : les techniques de chasse (récolte à vue) et les techniques de piégeage.

Quelques synthèses générales existent sur les méthodes courantes de l'échantillonnage entomologique (COLAS, 1974 ; SOUTHWOOD, 1978, BASSET, 1985 ; ROBERT, 1991 ; MORA, 1994 ; MARSHALL et al., 1994). Outre ces synthèses, une présentation des méthodes jugées les plus intéressantes et/ou les plus utilisées pour la capture des Coléoptères saproxyliques sont synthétisées par BRUSTEL (2002).

On pourra citer pour exemple une étude réalisée à la RN des Hauts-Plateaux du Vercors : pour les populations xylophages, des battages de la végétation sont effectués ; pour les populations d'Orthoptères et d'Hétéroptères, le fauchage est utilisé ainsi que le filet pour les Lépidoptères. Pour collecter un maximum d'individus de moeurs différentes, des pièges attractifs (colorés ou à alcool) sont mis en place.

Fiche pratique n°7.B

Les insectes en tant qu'indicateur

Les Lépidoptères Rhopalocères

Les papillons sont un objet d'étude populaire pour les amateurs et chercheurs et leur taxonomie et écologie sont plutôt bien connus. Une grande partie des espèces est facile à identifier et la littérature est abondante. Les papillons doivent être regardés comme des espèces beaucoup plus sensibles que les autres insectes aux variations de l'environnement (FROM *et al.*, 1997). Le suivi des peuplements peut contribuer à mettre en évidence des « indicateurs » de l'état du milieu, de perturbations climatiques, des migrations, voire d'explosions démographiques de ravageurs. Ils semblent être de bon indicateurs de l'évolution des milieux ouverts. Dans les milieux ouverts, un protocole de suivi des papillons de jour (Rhopalocères) a été élaboré par le groupe thématique « Invertébrés » de la Commission Scientifique de RNF à partir de la méthodologie anglaise « Butterfly monitoring ». Il est mis en place dans une dizaine de réserves naturelles qui souhaitent réaliser un suivi à long terme de ces milieux.

Les Odonates

DOMMANGET (1989) recommande d'utiliser les Odonates pour l'étude de l'évolution temporelle des milieux aquatiques. Il précise que ce groupe constitue l'un des plus intéressants car sur le plan spécifique, ces insectes prédateurs sont liés indissociablement aux zones humides et présentent diverses particularités qui en font un sujet d'étude privilégié :

- sur le plan général : l'origine, la morphologie, l'éthologie (comportement territorial par exemple), les chaînes trophiques (prédateur) ; etc.
- en France, par la présence de relictes biogéographiques.

Le faible nombre d'espèces (une centaine) et le fait qu'elles soient aisément identifiables sur le terrain (imagos), constituent un avantage non négligeable des libellules par rapport aux autres groupes d'insectes.

L'indicateur ne se situe pas forcément au niveau spécifique, mais au niveau de l'ensemble de la population. D'après DOMMANGET (1989), il est difficile voire illusoire, d'utiliser les Odonates sur le plan spécifique (« espèces indicatrices ») ; par contre, la composition des populations (du point de vue qualitatif et quantitatif) d'un milieu aquatique reflète bien les caractéristiques générales du milieu (structure, microbiotopes, disponibilité alimentaire, éventuellement pollution, etc...) ainsi que sa situation géographique. L'observation de l'évolution temporelle d'un même milieu apportera des informations sur l'impact des opérations de gestion et des facteurs extérieurs à cette gestion (transformations naturelles, par exemple un atterrissement ou une eutrophisation). Dans ce sens, les Odonates peuvent donc être considérés comme de bons « témoins biologiques » des zones humides continentales. Cet indicateur est cependant contesté (MASSELOT *et al.*, 2000).

Certains gestionnaires de réserves naturelles ont mis en place suivi des Odonates et Hydrophytes comme descripteurs du fonctionnement des hydrosystèmes (groupe thématique des « réserves naturelles fluviales » de la Commission Scientifique de RNF).

Les Orthoptères

Les Orthoptères sont essentiellement sensibles à la structure de végétation (stratification de la végétation notamment herbacée : pelouses sèches par exemple) mais pas à sa composition car ils sont presque tous polyphages. Selon PUISSANT (1999), les Orthoptères constituent un matériel biologique intéressant lorsqu'ils s'agit de caractériser une structure paysagère et de mesurer l'évolution de cette dernière sur le fonctionnement biologique du milieu.

RNF

Apollon

Les Coléoptères

L'ordre des Coléoptères est le mieux représenté parmi ceux de l'entomofaune. Les Coléoptères saproxyliques sont des bioindicateurs de la valeur biologique de la forêt. Ils dépendent pendant une partie de leur cycle de vie, du bois mort ou mourant, ou de champignons du bois ou de la présence d'autres organismes saproxyliques. Ils représentent un quart de la biodiversité

des Coléoptères. Des travaux en cours aboutiront à une liste des Coléoptères saproxyliques bioindicateurs. D'après RATAJ et POLLET (1998) les *Carabinae* sont aussi de bons bioindicateurs du milieu forestier.

Les Diptères

Selon Evelyne CARRIERES (entomologiste indépendante) et Anne VALLET (bureau d'étude Entomo'logic), les Diptères sont de bons indicateurs du milieu car ils colonisent de nombreux microhabitats (biologie larvaire très variée). 550 espèces de Diptères Syrphidés sont recensées en France, mais 700 sont potentielles. Il existe un CD Rom sur les syrphidés (Syrph the Net) qu'il est possible de recevoir par internet. Cet outil d'évaluation donne une liste d'espèces potentielles par habitat, et le statut des espèces par grandes zones biogéographiques.
☞ http://syrfid.ensat.fr/_Guide.htm

Les Hyménoptères

Les pollinisateurs comprennent un groupe hétérogène d'insectes qui jouent un rôle clé dans la propagation des plantes à fleur dans tous les biotopes. Les bourdons réagissent violemment aux changements du paysage.

Les insectes aquatiques

Les larves aquatiques de Tricoptères sont, d'après MOUBAYED (1998), un excellent matériel biologique pour étudier et caractériser un cours d'eau. Elles donnent des indications surtout au niveau granulométrique du substrat.

Les mollusques Gastéropodes

Les communautés de gastéropodes sont sensibles non seulement à la structure des formations végétales, mais également à l'organisation du paysage et à son évolution à l'échelle du siècle. Ils enregistrent les principales perturbations climato-anthropiques de la végétation.

D. LANGLOIS

Echantillonnage pour l'inventaire des Ephémères dans la RNN du Ravin de Valbois.

Fiche pratique n°7.C

Cibler les groupes d'insectes à inventorier

Pourquoi ?

La diversité des invertébrés est telle qu'il est impossible que l'étude de la totalité des taxons présents sur un site soit exhaustive : cela demanderait beaucoup trop de moyens en temps, en argent et en spécialistes (NOBLECOURT, 1998 ; DUPONT, 1997).

Comment ?

Le choix des groupes peut être réalisé parmi 6 catégories de nature trophiques ou fonctionnelle (MILLS *et al.*, 1993) :

- les prédateurs (ex : Coléoptères Carabidae)
- les proies (ex : Mollusques gastéropodes)
- les phytophages (ex : Lépidoptères)
- les mutualistes (ex : Hyménoptères pollinisateurs)
- les hôtes clés (ex : espèce parasitée par un Hyménoptère parasitoïde spécialiste)
- les modificateurs (ex : Coléoptères coprophages)

A partir de ce premier ensemble, le choix des groupes d'invertébrés est classiquement réalisé sur la base de 6 critères (SPEIGHT, 1986 ; NOSS, 1990 ; BROOKS, 1993) :

- le groupe doit exploiter un ensemble d'habitats variés,
- le statut des espèces est connu,
- la biologie des espèces est suffisamment connue,
- le groupe doit renfermer des espèces sténoéciques,
- le groupe renferme des espèces facilement identifiables,
- le groupe peut être échantillonné par un certain nombre de techniques simples de prélèvement.

NOBLECOURT (1998) propose de cibler certains groupes répondant à certains critères :

- que la gestion du milieu ait un réel impact sur ces insectes,
- que ces insectes puissent être capturés par piégeage,
- qu'ils puissent être identifiés après leur capture au piège (ce qui exclut de nombreuses espèces trop fragiles),
- que les groupes choisis comportent suffisamment d'espèces pour pouvoir coloniser le maximum de microbiotopes différents (ou de plantes-hôtes différentes),
- que les insectes du groupe n'aient pas un pouvoir de dispersion trop important,
- que ces insectes puissent être identifiés dans l'année pour une bonne gestion de l'inventaire.

D'après NOBLECOURT (1998) et DUPONT (1997).

En milieu forestier, le groupe INV.ENT.FOR (voir page 218) a retenu :

- *les Coléoptères caraboïdés (groupe le plus étudié et le mieux connu en milieu forestier),*
  - *Espèces à un niveau trophique supérieur (prédateur terricole).*
  - *Répartition large, présence d'espèces ubiquistes ou sténoèces.*
  - *Indicateur intéressant de changement de milieu.*
  - *Bibliographie très importante.*
- *les Coléoptères saproxyliques (un des groupes fonctionnels des plus importants en forêt),*
- *les Lépidoptères (méthodes non sélectives au niveau des familles),*
- *les Diptères Syrphidés (un logiciel existant et valable au niveau de l'Europe pour qualifier l'inventaire). http://syrfid.ensat.fr/_Guide.htm*
- *les Hyménoptères « fourmis rousses », groupe des Formica rufa (espèce clé de voûte, rôle de bioindicateur).*

Les méthodes de piégeage font appel à un comportement de l'animal.
Les procédés et les techniques de piégeage des insectes sont forts nombreux. Le piégeage permet de récolter de nombreux insectes que l'on ne rencontre pas souvent au hasard des chasses à vue ou au filet. Pour piéger les insectes, on met souvent à profit leurs tropismes alimentaire et sexuel et ceux en rapport avec la lumière, l'ombre ou l'humidité. Le rendement qualitatif et quantitatif d'un piège dépend donc directement d'un certain nombre de paramètres dont l'observateur doit obligatoirement tenir compte. Il s'agit pour les principaux d'entre eux :
- de la conception même du piège,
- du choix du biotope où le piège est posé,
- de la biologie des insectes, de leur état physiologique et de la densité des populations,
- de la nature des appâts employés,
- des facteurs climatiques (saison, lune, température, ensoleillement, humidité relative...).
Source : MARTINEZ (1983)

7.1.4. Comment échantillonner ?

On peut considérer qu'il existe deux grands types d'échantillonnage qui sont dépendants des objectifs : on procède par échantillonnage qualitatif en sélectionnant les espèces ou le milieu à étudier ; on peut aussi tout prélever dans un milieu particulier pour trier le matériel ensuite (prélèvements totaux). Mais cette dernière stratégie d'échantillonnage n'est pas préconisée dans les espaces naturels car un inventaire doit répondre à un objectif et être réalisable (présence de spécialistes pour la détermination notamment).

Il n'est pas inutile de signaler les points suivants :
– L'attractivité de certains pièges est tellement importante que leur emploi présente de réels dangers pour la faune.
– Quand on piège il ne faut pas se limiter seulement à des problèmes techniques, mais penser aussi à l'insecte dont la capture dépend en premier lieu de sa biologie et de son comportement (voir encadré ci-dessus).

Les méthodes sont adaptées à chaque groupe taxonomique et au sein de chaque méthode le dispositif d'échantillonnage doit être mis en place pour répondre aux objectifs. C'est là que l'opération devient délicate et que le recours à un spécialiste est souvent nécessaire pour aider le gestionnaire à définir la localisation et la densité des échantillons, la périodicité et la durée de l'échantillonnage. Il faudra surtout veiller à définir une stratégie d'échantillonnage réaliste, en fonction des capacités du gestionnaire et de la disponibilité des spécialistes, notamment pour l'analyse des échantillons. Un trop grand nombre d'échantillons limitera ou

Comparaison de méthodes d'échantillonnage d'invertébrés terrestres

Méthode	Compétence requise	Coût temporel	Dépendance climatique	Possibilité de destruction	Coût en matériel	Couverture des habitats	Relation site/ échantillon	Comparaison des sites	Coût efficacité
Chasse manuelle	++	-	++	-	-	Tous	Bonne	Sensible à l'opérateur	++
Transect d'observation (Lepidoptères)	+	-	++	-	-	La plupart	Bonne	Bonne	+
Transect d'observation (Odonates)	+	++	++	-	-	La plupart	Bonne	Bonne	+
Pièges colorés	+	++	+	++	+	La plupart	Bonne	Inconnue	+
Pièges de type Barber	+	++	-	+	+	La plupart	Bonne	Bonne	++
Piège d'interception	+	++	+	++	++	La plupart	Bonne	Bonne	+
Tentes malaises	+	+++	+	++	++	La plupart	Très importante	Inconnue	-
Piège lumineux	+	++	+	++	++	La plupart	Inconnue	Inconnue	-
Piège à succion	+	++	-	-	++	Peu	Inconnue	Inconnue	-
Aspirateurs à main	+	++	+++	-	++	La plupart	Bonne	Sensible à l'opérateur	+

Source : DUPONT et al. (1997) d'après LOTT et EYRE (1996)

- Faible
+ Modéré
++ Important
+++ Très important

Fiche pratique n°7.D

Capturer les insectes

Principes généraux à suivre pour trouver ou capturer les insectes :

- le matériel entomologique est toujours prêt et en excellent état,
- l'échantillonange est établi à l'avance. Prospecter avec minutie et méthode des biotopes précis de superficie réduite.

Quand capturer les insectes ?

On peut les trouver en toute saison, même sous la neige. Cependant, en plaine ou au bord de la mer, c'est sans aucun doute durant la belle saison, d'avril à septembre, que les insectes sont les plus variés et abondants. En montagne, à partir de 1500 à 1800 m d'altitude, cette période de capture est réduite et couvre les mois de juillet et d'août.

A quelle heure peut-on trouver les insectes ?

Il n'y a pas de règles strictes.

- les premières heures de la matinée sont consacrées à la capture des espèces encore engourdies ou endormies. Une visite au bord de l'eau permet de récolter à la main, sans difficulté, les grosses libellules. On peut aussi attraper de cette manière de nombreux papillons nocturnes ou diurnes.
- Aux heures les plus chaudes de la journée, beaucoup d'espèces semblent prendre du repos à l'ombre des feuilles sur les troncs et les végétaux divers.
- Au crépuscule et à la nuit tombée, c'est le moment de faire fonctionner le piège lumineux.

Où et comment capturer les insectes ?

La connaissance des milieux de vie permet de cibler la recherche (LOTT et EYRE, 1996). Les papillons par exemple se trouvent dans tous les habitats, mais ils sont écologiquement plus demandeurs que les autres groupes d'insectes et la distribution d'une espèce peut être réduite (plantes hôtes, taille de l'habitat, type de sol, climat...).

Selon le groupe taxonomique à étudier, des micro-habitats peuvent être définis :

- la strate herbacée et notamment les fleurs : un des plus importants points de concentration des insectes les plus divers. Espèces phytophages, floricoles, parasites ou prédateurs.
- Les plantes basses ou arbustives : phytophages. Avoir recours au filet fauchoir ou au parapluie japonais si les plantes sont hautes.
- Les arbres : suivant la saison examiner les troncs, les écoulements de résine, de gomme ou de sève, soulever les écorces déhiscentes. Les souches et les troncs pourris présentant des trous ou des cavités doivent être fouillés.
- Les matières végétales ou animales en décomposition ou en fermentation : Coléoptères, Diptères et certains Lépidoptères. Insectes fructivores, nécrophages, coprophages ou mycétophages.
- La litière végétale.
- Les pierres, le bois mort.
- Les terriers divers (microcavités) et les nids.
- Le milieu aquatique : Les eaux douces sont les plus riches en insectes. Collemboles, Plécoptères, Odonates, Coléoptères, Diptères, Hétéroptères. L'abondance des végétaux aquatiques est une assurance de richesse faunique. Les milieux aquatiques ouverts, c'est-à-dire bien exposés aux rayons solaires, sont souvent très peuplés.
- Autres : plages de sable, de gravier, mousses, pierres, murs exposés au soleil...

D'après MARTINEZ (1983).

Fiche pratique n°7.E...

Les techniques de piégeage des invertébrés

Le piégeage est basé sur deux procédés :
• les pièges d'attraction où la capture se fait par le biais d'une attirance suite à un stimulus chimique, olfactif ou mécanique.
• les pièges d'interception pour les animaux se déplaçant dans leur milieu naturellement.

Les pièges d'attraction :

LES PIÈGES D'ATTRACTION OLFACTIFS : pièges alimentaires, pièges olfactifs aériens et pièges sexuels.
Le piégeage consiste à attirer les insectes en tenant compte de leur comportement. A l'inverse des pièges d'interception, ils sont souvent sélectifs. Ce qui est intéressant avec ces pièges c'est la spécificité : on attrape ce que l'on veut.

- Les pièges alimentaires. On utilise un appât d'origine animale ou végétale et l'animal est ainsi attiré dans une sorte de nasse. Il reste cependant un problème d'efficacité et de reproductibilité. Ces méthodes rencontrent le plus de succès auprès des Coléoptères et Lépidoptères. D'une façon générale il faut concevoir un piège dans lequel l'insecte puisse aisément entrer sans pouvoir en sortir. Prévoir une protection contre la pluie et les prédateurs en quête de nourriture (MARTINEZ, 1983). Il peut s'agir de pièges au sol, type CSR.

> *Quelques exemples d'appâts :*
> *- Pour capturer des Lépidoptères, Hyménoptères, Diptères et certains Coléoptères, on constitue un appât liquide à base de pommes ou de bananes cuites dans de la bière brune ou de miel et de jus de fruit que l' on verse dans un quelconque récipient. Mettre le piège sur le sol ou dans un taillis.*
> *- Pour les grosses espèces de carabes, utiliser une solution de vin et de bière. On en verse quelques cm³ dans une bouteille ou un pot à confiture qui est posé ou enterré dans la terre, ou le sable, de manière à ce que l'ouverture soit parfaitement au ras du sol.*
> *- Pour récolter les insectes nécrophages et certains carnassiers, utiliser le même piège que précédemment. L'appât consiste en bouts de crevettes, morceaux de rate ou d'escargots écrasés...*
> *- Pour prendre les insectes aquatiques de profondeur, utiliser une nasse type goujonnière. Des bouts de viande ou des petits poissons morts sont d'excellents appâts. La nasse ne doit pas être totalement immergée si l'on veut capturer vivants les dytiques.*

- Les pièges olfactifs aériens. Les individus sont attirés dans le piège à l'aide d'une substance liquide ou solide qui peut être létale. Ces pièges sont quasiment associés aux pièges alimentaires. Les pièges olfactifs aériens donnent en général de bons résultats pour les Elatéridés (taupins), les Cérambicidés (longicornes), les Buprestidés (buprestes) et les Scarabéidés (cétoines principalement). Il s'agit de récipients de type bouteille d'eau en plastique qui sont préparés de façon à présenter un orifice d'entrée et une nasse empêchant la fuite des insectes capturés. Ils sont remplis de vin ou de bière et sont suspendus en hauteur dans les arbres entre 3 et 5 mètres. Ils peuvent être ravageurs (EMERIT, non daté).

- Les pièges sexuels (CHABOUSSOU et CHARLES, 1962) utilisent des phéromones (hormones sexuelles) pour attirer les mâles.
Il est possible d'enfermer dans une cage quelques femelles de l'espèce désirée. Certaines phéromones sont obtenues par voies de synthèse chimique. Ces techniques sélectives de piégeage ne ciblent parfois qu'une seule espèce (cas de pièges à phéromones pour les Lépidoptères).
Inconvénients :
- Cette méthode peut attirer des espèces provenant de distances importantes et sortir de l'enceinte à inventorier (certains papillons tel *Saturnia piry* perçoivent les phéromones émises par leurs femelles à plus de 10 km à la ronde !).
- Ces pièges n'appellent qu'une seule espèce.
- Ils sont très coûteux.

...Fiche pratique n°7.E

LES PIÈGES D'ATTRACTION VISUELLE

Il en existe de deux types utilisés pour les Lépidoptères (pièges lumineux) ou les Hyménoptères (pièges colorés). Ces pièges d'attraction sont généralement associés aux pièges d'interception afin d'accroître leur rendement.

- Les pièges lumineux. Les animaux vont être attirés par des surfaces réfléchissantes ou par une source de rayonnement, et il ne reste plus qu'à les capturer. Ces pièges lumineux, qui peuvent être constitués d'une lampe placée sur un drap blanc, sont destinés à se procurer des insectes crépusculaires et nocturnes.

Voir Fiche méthode n°7.2

- Les pièges colorés. (VON MOERICKE, 1951) : ce sont des récipients colorés ou non et garnis d'eau contenant elle même du détergent. L'efficacité de ce piège est basée sur l'attirance pour une couleur (le jaune semble être la couleur la plus attractive). De même, la présence de l'eau, élément vital pour l'animal, sera aussi un moyen attractif supplémentaire.

Voir Fiche méthode n°7.6

Les pièges d'interception :

Il existe des pièges passifs (d'interception) qui permettent d'inventorier les espèces qui ne sont pas attirées par les pièges attractifs. Ils permettent de capturer (sans les attirer) les insectes qui se déplacent à la marche ou au vol, ou ceux qui sortent de la terre, des végétaux ou des arbres (MARTINEZ, 1983). Les plus couramment utilisés sont les filets aériens, terrestres ou aquatiques. Tendus verticalement, en forme de poche ou de nasse, ils procurent un grand nombre d'individus appartenant aux ordres les plus divers.

LES PIÈGES D'INTERCEPTION AU VOL

- Le piège Malaise : Ce modèle de piège (voir page 220 et 221) permet d'inventorier les insectes se déplaçant par le vol. Non sélectif, il semble être très efficace.

Il existe également des pièges aériens qui peuvent être placés dans les arbres de lisière, à une hauteur comprise entre 3 et 4 mètres.
- Les pièges à vitres : Ils sont montés verticalement au-dessus d'une gouttière ou de bacs de récolte. Ils permettent d'étudier l'orientation des insectes ainsi que leur motivation dûe au déplacement (voir page 228).
- Les pièges adhésifs : Ils permettent de capturer de nombreuses espèces en vol dont les papillons nocturnes.

LES PIÈGES D'INTERCEPTION AU SOL

- Les traquenards. Des modèles interceptent les insectes se déplaçant au sol comme les arthropodes de taille moyenne. Plusieurs types de pièges sont utilisés pour les Coléoptères mais le piège Barber est le plus couramment utilisé (voir page 227). Ce piège permet une bonne étude quantitative ainsi que l'étude du déplacement des animaux ou la croissance de la richesse faunistique par rapport aux cultures.

Voir Fiche méthode n°7.5

D'autres types de pièges existent comme les Pièges Entomologiques Composites qui récupèrent la faune volante et rampante (voir Fiche méthode n°7.1). Les cages d'émergences sont destinées à capturer les insectes qui sortent aussi bien du sol que des végétaux.

Les pièges d'extraction :

Il existe également des systèmes de pièges par extraction des invertébrés contenus dans la végétation, le sol ou la litière (pièges à succion, pièges d'extraction par la chaleur, biocénomètres...).

Tous ces dispositifs onéreux et complexes sont rarement utilisés par les amateurs. De plus, les insectes capturés sont souvent en mauvais état, ce qui rend la détermination d'autant plus difficile.

Voir Fiche pratique n°7.G

rendra impossible la mise en œuvre (respect des fréquences de relevés) et l'exploitation de tout le matériel récolté (difficulté et temps de détermination).
Il est important de rappeler que le nombre d'espèces inventoriées dépend du nombre de prélèvements. Ce nombre de prélèvements (nombre de pièges, nombre de sorties...) correspond soit à plusieurs périodes de prospection, soit à plusieurs faciès prospectés.

La stratégie d'échantillonnage est différente d'un groupe à l'autre et dépend de l'écologie des espèces. Par exemple, pour les Odonates (DOMMANGET, com. pers.) :
– Anisoptères : Ce sont des espèces territoriales, donc un inventaire doit s'attacher à s'assurer que les larves sont présentes sur le site.
– Zygoptères : Ils sont capturables et observables à la jumelle. Après deux années de prospection on est sûr que l'espèce est présente sur le site.

Les secteurs choisis pour l'inventaire résultent souvent de la volonté de couvrir l'ensemble ou un maximum des faciès de la végétation représentés sur la réserve naturelle (milieux les plus représentatifs). La recherche doit être menée avec une plus grande attention dans les habitats les plus propices aux espèces du groupe étudié, notamment dans les lieux où les espèces sont susceptibles de se reproduire (mares ou bord des rivières pour les Odonates, etc...), voir Fiche pratique n°7.B. Mais les moyens disponibles ne permettent pas d'atteindre cet objectif et compte tenu de la complexité de l'étude des invertébrés, une méthode d'échantillonnage par milieux est nécessaire. Dans un premier temps, la carte de la végétation réalisée dans le cadre du plan de gestion peut permettre de cibler les secteurs de la réserve à échantillonner.

Par exemple, l'étude des Orthoptères et des Coléoptères coprophages de la RN de Prats-de-Mollo repose sur l'échantillonnage systématique des principaux biotopes (PUISSANT et al., 1998). Ceux-ci ont été identifiés à partir de la cartographie de la végétation (6 types de pelouses et 2 types de bois ont été reconnus). 638 parcelles ont été reconnues sur l'ensemble de la réserve et se partagent en 5 classes d'altitude et 14 classes de végétation. Chaque milieu est identifié par combinaison de son code d'altitude, suivi de son code de végétation. Dans un premier temps, la surface globale couverte par chaque milieu a été estimée (somme de toutes les parcelles du même type). Ensuite les 25 milieux les plus étendus ont été sélectionnés pour être étudiés. Pour savoir dans quelle parcelle il convenait de se rendre pour échantillonner chacun de ces milieux, le critère de surface a également été utilisé. Les parcelles les plus vastes ont été choisies en considérant qu'elles seraient les plus représentatives et les plus faciles à identifier sur le terrain.

Le nombre de prélèvements dépend de la complexité du milieu. ELLIOTT *et al.* (1973) recommandent, après avoir identifié l'ensemble des faciès (ou biotopes) présents sur le site, de choisir une ou plusieurs stations au hasard dans chacun de ces biotopes. Certaines espèces peuvent être rares, c'est pourquoi il est important d'échantillonner des grandes surfaces. Ils suggèrent également, si les espèces peuvent être identifiées *in situ*, d'arrêter les prélèvements lorsque la richesse spécifique ne change pas après trois relevés.

Le protocole d'échantillonnage est généralement défini par les méthodes standardisées (voir les fiches méthodes à la fin de ce chapitre).

7.1.5. Quels paramètres noter ?

Lors d'un inventaire, le gestionnaire devra noter un certain nombre de paramètres, variables selon la méthode d'échantillonnage utilisée, mais importants pour l'analyse des données :

- lieu, station, secteur de la réserve,
- date,
- conditions météorologiques,
- type de piège utilisé ou matériel de récolte,
- type d'échantillonnage,
- nom des espèces,
- nombre d'individus par espèce,
- type de végétation (et si possible habitat),

Afin de pouvoir analyser les données et de les comparer à celles obtenues sur d'autres sites, il est important que chaque espèce inventoriée dans la réserve naturelle soit rattachée à un type de milieu, et si possible à l'habitat (au sens de la directive européenne). Ceci à priori ne devrait pas poser de problème au gestionnaire.

et dans certains cas, si l'étude porte par exemple sur les Coléoptères, on pourra noter :

- quantité de bois mort,
- type de sol si utilisation de pots-pièges,
- espèces d'arbres dominants et diamètre,
- etc.

Dans tous les cas il est important de noter le nom de la personne qui identifie les espèces.

7.1.6. Quand se rendre sur le terrain ?

Les conditions météorologiques

En ce qui concerne les invertébrés et notamment les insectes volants, le climat a une grande influence sur l'observation des individus. Ils sont plus abondants dans des conditions climatiques chaudes. BEIRNE (1955) a montré que les principaux facteurs de bonne observation pour les Lépidoptères sont :

- quand l'hiver est très froid, ce qui réduit l'activité des prédateurs,
- quand il y a un été chaud et sec.

et que les principaux facteurs défavorables sont :

- quand l'année précédente avait fourni de nombreux contacts avec les espèces,
- quand il y a eu beaucoup de pluies sur plusieurs années,
- quand il y a des gelées tardives au printemps et en été.

Le cycle de vie

Les périodes d'observation dépendent des conditions météorologiques mais également du cycle de vie des individus. Le stade adulte n'est qu'une période de ce cycle de vie et il ne faut pas négliger les autres stades. L'abondance des adultes peut en effet dépendre des facteurs agissant sur les œufs, les larves ou les pupes. Beaucoup de Coléoptères carabiques ont un cycle de diapause estivale et diapause hivernale, et il existe des reproducteurs de printemps et des reproducteurs d'automne. L'observation de la plupart des individus volants se fera lors de la période de vol des adultes, manifestation de leur phénologie. Pour la plupart des insectes les observations ont lieu durant le printemps et l'été. Pour les Orthoptères, la période d'inventaire est plus tardive, l'idéal se situant vers la fin de l'été (PUISSANT, 1999), début septembre dans beaucoup de cas. Pour les zones méditerranéennes, il est aussi intéressant de réaliser quelques prospections au printemps.
La littérature donne une première idée des périodes de vol ou d'activité pour les espèces les plus connues (Lépidoptères, Odonates...).

Dans la Réserve Naturelle de Prats-de-Mollo, deux campagnes d'environ une semaine chacune ont été réalisées pour l'inventaire des Lépidoptères (DEMERGES, 2000) : une au mois d'avril et une autre mi-juillet. Le mois d'avril, et surtout fin avril, permet d'observer des espèces printanières qui en France méditerranéenne volent depuis 3-4 semaines, et les premières espèces estivales précoces, alors que le milieu de l'été permet de rencontrer à la fois les espèces en fin de première génération et celles en début de deuxième. On a ainsi une période de transition favorable pour rencontrer un grand nombre d'espèces.

L'intervalle entre le premier comptage et le dernier est très variable de génération en génération. Il y a des variations saisonnières et géographiques de ces périodes. Il est évident que, dans une région donnée, les conditions météorologiques locales vont influer sur les dates d'émergence des papillons, de quelques jours à plusieurs semaines.

7.1.7. Quelle est la durée préconisée des études ?

Les insectes subissent des variations spatiales et temporelles de populations. Une seule année d'inventaire n'est pas suffisante pour réaliser un état des lieux des populations d'invertébrés sur un site et, d'après DOMMANGET (*com. pers.*), deux à trois années sont nécessaires avant de prétendre avoir un inventaire complet des espèces d'Odonates présentes sur une réserve. Ceci est valable aussi pour les autres insectes. Selon les groupes, de 3 à 5 ans sont nécessaires.

La durée et la fréquence des suivis scientifiques doit intégrer le fait que les populations d'insectes sont fluctuantes. Il est donc nécessaire d'opérer sur un pas de temps suffisant. L'étude des Orthoptères comme indicateur biologique

n'est pertinente que si elle est conduite durant plusieurs années consécutives (PUISSANT *et al.*, 1998). Les populations sont sujettes à de grandes variations d'effectifs selon les milieux, l'altitude, les années, ce qui implique des études pluriannuelles si l'on veut mener à bien une réflexion approfondie.

Selon NOBLECOURT (1998), l'inventaire d'insectes, pour la majorité des groupes, demande entre 8 et 10 années de captures s'il est réalisé par chasse à vue, 5 à 8 ans pour un piégeage par plateau coloré et environ 3 ans si le piégeage par plateau coloré est couplé avec un piège d'interception type piège Malaise. Ce n'est qu'au bout de ce temps que les listes de captures d'espèces différentes ainsi que la fréquence des espèces seront significatives et comparables dans le temps et d'un site à l'autre.

En ce qui concerne le suivi des Lépidoptères il est préférable, d'après GREFF (1998), d'effectuer le suivi tous les ans pendant les cinq premières années, en ne consacrant que deux ou trois jours. Afin de déterminer l'évolution générale de la population et de ne pas se laisser tromper par une mauvaise ou excellente année, le suivi annuel est important car les populations de Lépidoptères ont tendance à montrer de très importantes fluctuations annuelles naturelles (dues aux conditions météorologiques, au parasitisme, ...). Au terme des cinq ans de suivi et en fonction des résultats, un suivi tous les deux ans peut être envisagé.

7.1.8. Qui réalise les inventaires et les suivis ?

Un naturaliste ne peut à lui seul appréhender l'ensemble de l'entomofaune (35 000 espèces décrites à ce jour et autant sans doute à décrire encore). Il y a en France peu de professionnels dans ce domaine et essentiellement des amateurs dont la position géographique est déséquilibrée. Le gros problème est le manque de spécialistes en France. Il n'y a par exemple que trois spécialistes des Sirphydés en France (NAGELEISEN, *com. pers.*). Le groupe de travail INV.ENT.FOR (voir page suivante) met l'accent sur ce manque de personnes ressources et le recours au monde associatif, donc non professionnel, limitant ainsi les exigences en terme de résultat.

Il ne faut pas négliger les contacts avec les scientifiques locaux avant de se lancer dans un inventaire, ni même les sources bibliographiques. L'aide d'un professionel est nécessaire pour définir le protocole d'échantillonnage, mais le gestionnaire peut effectuer lui-même les prélèvements et donc réaliser lui même les captures ou observations sur le terrain, si le cahier des charges a été mis en place avec un spécialiste. Dans certains cas, quand le protocole d'inventaire ou de suivi est univoque et quand les espèces sont facilement identifiables (détermination aisée), le gestionnaire pourra effectuer lui même l'ensemble des opérations qui visent à échantillonner, recueillir et analyser les données. Mais le gestionnaire ne devra pas, faute de moyens et de personnes ressources, tenter de faire par lui-même la plupart des inventaires. Et dans tous les cas la validation des inventaires par un spécialiste est un garant de sa qualité.

V. FIERS

Récolte d'insectes dans un piège Malaise dans la RNN de la Vallée d'Eyne. Les échantillons prélevés sont ensuite envoyés à des spécialistes

7.1.9. Comment analyser et interpréter les données ?

Le manque de connaissance des groupes inventoriés limite souvent le gestionnaire dans l'analyse des données. Dans la plupart des cas, le recours à un spécialiste est nécessaire.

Si le gestionnaire dispose de données générales sur les espèces potentiellement présentes sur tel ou tel habitat, il lui sera possible de confronter à cette liste de référence les résultats des inventaires menés dans la réserve. Cette comparaison permettra ainsi de donner des indications sur l'état de conservation des habitats dans les réserves.

L'analyse des données repose sur l'analyse des fluctuations de population. Généralement il n'est pas possible d'interpréter les fluctuations de population si le nombre d'années de recueil des données est faible.

DEMERGES (2000) précise qu'il faut être prudent quant à l'analyse des observations faites sur le terrain, notamment lorsqu'il s'agit d'études réalisées sur les insectes volants. Contrairement aux insectes aptères qui ont une mobilité restreinte, les Lépidoptères ont la possibilité de se déplacer beaucoup plus facilement, même si en règle générale, ils se cantonnent aux milieux où la présence de la plante nourricière permettra le développement de la larve.

Le tri des récoltes est un travail long, fastidieux, nécessitant une parfaite maîtrise de la systématique. Il ne peut être effectué que par un ou des spécialistes, qui, en triant les récoltes à l'ordre, à la super-famille ou à la famille selon les groupes d'insectes, permettront de diriger le matériel vers les entomologistes qui réaliseront les identifications.

Ouvrage à consulter :
MARTINEZ M. et DOMMANGET J.-L., 2001. Adresses utiles en entomologie. OPIE/INRA : 18 p.

Le personnel de terrain n'a pas besoin d'être un expert pour le piégeage des invertébrés. Seule la sélection des sites à piéger et le placement de ces pièges devrait être fait par un expert, notamment si le piégeage doit être utilisé à des fins de suivi scientifique. Par contre l'identification est un travail d'expertise qui ne peut être réalisé que par des spécialistes (amateurs ou professionnels) reconnus pour leurs compétences.

Certaines données sont disponibles, les cahiers d'habitats publiés par La Documentation Française (en cours de rédaction), fourniront de nombreuses données de référence.
En outre, les travaux en cours menés par l'OPIE (DUPONT P., com. pers.) seront un outil précieux pour le gestionnaire. En effet, une liste d'espèces caractéristiques des habitats naturels est en cours de réalisation pour les Lépidoptères. Elle permettra à chaque gestionnaire ayant réalisé un inventaire des habitats naturels de réaliser une liste potentielle d'espèces présentes sur le site.

📖 Ouvrage à consulter :
DOMMANGET J.-L., 2002. Protocole de l'inventaire cartographique des Odonates de France (Programme INVOD). Muséum National d'Histoire Naturelle, Société française d'odonatologie : 64 p.
http://perso.wanadoo.fr/sfo.jean-louis.dommanget/

Aussi il faut garder à l'esprit que le développement des insectes se fait en plusieurs écophases. La présence d'un insecte à un endroit ne signifie donc pas forcément qu'il vit là à un autre stade.
La connaissance du statut biologique d'une espèce sur la réserve est un point important pour la gestion.

7.1.10. Les réseaux et groupes de travail

Groupe « Invertébrés » de la Commission scientifique de RNF
Ce groupe a mis en place depuis plusieurs années des programmes de suivi des papillons de jour et des hydophytes et Odonates (voir page 237).

Observatoire national des invertébrés (OPIE)
L'Observatoire National des invertébrés est un projet de Groupement d'Intérêt Public proposé par l'OPIE avec divers partenaires institutionnels qui a pour objet la protection des populations d'invertébrés en France métropolitaine et dans les DOM-TOM. Parmi les actions en cours, la mise en place d'un réseau national de surveillance des espèces de Lépidoptères protégés liés aux zones humides, l'inventaire et le suivi des éphémères, ...
www.inra.fr/Internet/Hebergement/OPIE-Insectes/observatoire/ono.htm

INV.ENT.FOR (Inventaires Entomologiques Forestiers)
Groupe de travail sur les méthodes d'inventaire entomologique en forêt mis en place depuis mars 2001, sous la coordination de Louis-Michel NAGELEISEN, du Ministère de l'Agriculture et de la Pêche (DERF-DSF).
Les objectifs de ce groupe de travail sont de :
- Etablir un cahier des clauses techniques des inventaires, donc un cadre minimal pour un inventaire (groupes d'insectes à inventorier selon objectifs, méthodes d'échantillonnage, durée minimale d'inventaire).
- Lister les ressources en matière de détermination.
- Rédiger un cadre déontologique sur l'utilisation des données d'inventaires.
- Etablir des recommandations pour une gestion forestière respectueuse de l'entomofaune.

INVOD (Inventaire cartographique des Odonates de France)
Démarré en 1991, ce programme a pour objectif de :
- Réaliser un état puis un suivi quantitatif et qualitatif de la faune odonatologique nationale.
- Réunir le maximum d'informations pour les recherches ou études concernant ce groupe d'insectes et ses habitats.

Il s'agit d'un programme de recherche permanent du MNHN et de la SFO (qui est l'opérateur). Le coordonnateur Jean-Louis DOMMANGET (INRA/CNRS) est chargé de l'organisation générale et du suivi scientifique du programme. Des correspondants régionaux sont nommés par le coordonnateur. Ils ont pour rôle d'assurer l'organisation et le suivi du programme INVOD dans leur région en regroupant et motivant les personnes intéressées. Ils centralisent et gèrent les données, assurent les transferts informatiques en fonction du protocole national. Les correspondants locaux constituent la base essentielle du programme INVOD. Les données peuvent être mises à disposition en fonction de la déontologie du SPN et des relations avec les correspondants locaux.

OPIE-Benthos
Il s'agit d'une structure associative dont les buts sont de mieux connaître l'entomofaune aquatique, d'en étudier les groupes bio-indicateurs de la qualité des écosystèmes aquatiques, de contribuer à la mise en place d'un outil performant d'évaluation. Pour en savoir plus : www.invfmr.org

Groupe SYMPETRUM
Le groupe de Recherche et de Protection des Libellules « Sympetrum » (G.R.P.L.S.) est une association loi 1901 qui a pour objectif l'étude et la protection des libellules et de leur biotope, plus particulièrement dans la région Rhône-Alpes.
Pour en savoir plus : http://cyrille.deliry.free.fr/Odonates

7.2. Choisir une méthode d'étude des invertébrés en fonction des objectifs

7A. EVALUER LA RICHESSE SPECIFIQUE : INVENTAIRE QUALITATIF

Chez les invertébrés, l'échantillonnage peut être réalisé par de nombreuses techniques, tellement il existe d'écosystèmes qui sont habités par les invertébrés.

7A1 INVENTAIRE NON CIBLE DES INVERTEBRES

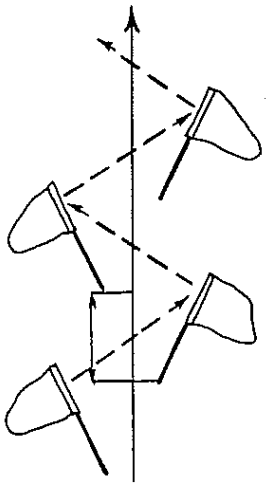
L'inventaire des invertébrés est effectué grâce à la combinaison de plusieurs techniques d'observation, de capture ou encore de piégeage. Plusieurs types de pièges existent, mais les techniques les plus utilisées restent encore la recherche active par fauchage ou battage de la végétation. D'autres méthodes existent et ciblent généralement un groupe d'espèces.

7A1.1. Observation directe et chasse à vue

Les invertébrés se prêtent mal à l'observation visuelle directe car ils doivent être capturés pour leur détermination dans pratiquement tous les cas. Il existe quelques rares cas d'espèces de grande taille et caractéristiques dont l'observation à vue est possible : cas de certains Odonates comme *Anax imperator*, ou encore de certains gros Coléoptères, Lépidoptères ou Orthoptères.
L'aspirateur à bouche est indispensable et facilite grandement la capture des petites espèces fragiles ou très agiles appartenant à tous les ordres d'insectes. Son utilisation peut se révéler utile pour le prélèvement de très petits hexapodes comme par exemple les Collemboles, ou des Ephémères très fragiles (adultes de *Caenis* sp.). Selon BRUSTEL (2002), la chasse directe est affaire de spécialiste (et ne semble pas pouvoir être efficacement généralisée).

7A1.2. Fauchage de la végétation

Le fauchage consiste à frapper vigoureusement les plantes des strates basses (milieux herbacés) à l'aide d'un filet consolidé, le filet-fauchoir (voir ci-contre) (COLAS, 1974 ; DEMERGES, 2000 ; MORA, 1994).



Technique du filet fauchoir, d'après LAMOTTE et BOURLIÈRE (1969)

Suivant de brefs mouvements d'aller et retour, le filet fauchoir prélève les arthropodes sur toute la hauteur de la strate. On le présente horizontalement avec son ouverture perpendiculaire de manière que l'extrémité des plantes se trouve au milieu de l'ouverture. Les mouvements de va-et-vient (fauchage) s'effectuent énergiquement pour que les insectes se détachent de la plante et tombent dans la poche, sans toutefois couper la végétation.

Le nombre d'aller et retour ne doit pas dépasser une dizaine afin de ne pas récolter une trop grande quantité d'insectes à la fois et d'éviter que certains animaux, en particulier limaces et escargots, recouvrent de bave les insectes prisonniers. Pour recueillir les insectes on redresse le filet et on les attrape à la main, à la pince souple ou mieux à l'aspirateur à bouche (voir Fiche méthode n°7.7). Si l'on veut éviter les pertes, car certaines espèces s'envolent très vite ou se confondent avec les débris végétaux dans le fond du sac, on peut vider la poche dans un grand flacon à large ouverture dans lequel on a placé un tampon d'ouate imbibé d'éther acétique. Le filet est parfois garni de coton imbibé de chloroforme ou équipé d'un réservoir. Ceci permet de récupérer les insectes.

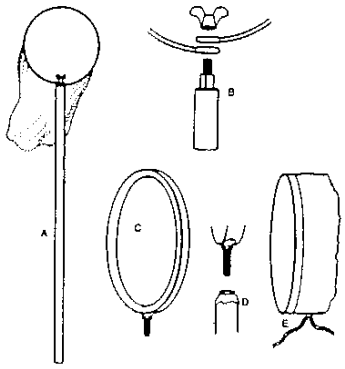
G. LEMOINE

Fauchage végétation

S'il est classique de faucher les prairies et les endroits herbeux on peut, en fait, se servir du filet fauchoir partout où cela est possible : buissons, arbustes, plantes basses, dans les rocailles, la lande ou le maquis...(d'AGUILLAR, 1998).

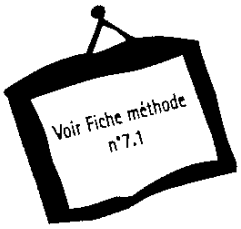
Cette technique offre des limites d'utilisation :

- lorsque la végétation est trop dense ou trop humide,
- la rapidité du mouvement va sélectionner les insectes volants,
- problème pour le calcul de la densité (superficie échantillonnée par un coup de filet ?),
- ne concerne que les espèces vivant à la cime des herbes et donc capturables, ce qui ne représente que 10 % de tout ce qui vit sur l'échantillon (le transect par exemple).



Filet fauchois

Battage végétation d'après Martinez (1983)



G. LEMOINE

Piège Entomologique composite

7A1.3. Battage de la végétation

Le battage consiste à tenir d'une main un filet sous la végétation jusqu'à hauteur d'homme, et de l'autre main, munie d'une canne ou d'un bâton, à frapper ou secouer énergiquement les branches et les buissons vivants ou de petits bois morts sans toutefois arracher les feuilles et les rameaux. Un coup sec cause moins de dégâts et est plus efficace. De cette façon la faune recherchée tombe sur une toile (dite nappe montée ou « parapluie japonais », un drap en général blanc monté sur un croisillon rigide) ou dans un entonnoir (COLAS, 1974 ; BASSET, 1985 ; CALLOT, 1995 ; SOLDATI *et al.*, 2000). La pratique rationnelle de cette technique de chasse fournit de très nombreux insectes tels que des Coléoptères, ainsi que des Hyménoptères, des petits papillons et des punaises. Cette technique est également utilisée pour la recherche des araignées (LEDOUX et EMERIT, 2000). Il faut faire preuve d'un minimum d'adresse pour prélever les insectes tombés sur la toile car certains d'entre eux sont vifs et s'envolent rapidement. On se sert alors de la pince souple ou de l'aspirateur à bouche (voir Fiche méthode n°7.7) pour les récupérer. On fait 25 essais, ce qui dure une heure environ.

7A1.4. Capture par piège Malaise

Le piège Malaise (voir page ci-contre) est une technique de capture qui a la particularité d'intercepter tout insecte volant (hormis de nombreux Coléoptères qui se laissent tomber au sol) et permet ainsi de capturer un bon nombre d'insectes. Ils sont notamment utilisés pour les Diptères Syrphidés (550 espèces recensées actuellement). Cette technique est réservée aux insectes au vol adroit, qui montent le long d'un obstacle par "réflexe d'évasion".

Il faut placer les pièges perpendiculairement au vent dominant. Le piégeage doit être effectué durant deux périodes de 15 jours au printemps et en été.

L'efficacité des pièges Malaise est très dépendante de la forme du piège, de sa taille et de sa couleur (MARSHALL *et al.*, 1994), facteurs résolus avec l'utilisation de pièges standard éprouvés, disponibles dans le commerce.

Une fois les insectes tombés dans le flacon de réception (Photo page 217), on les récupère dans un flacon contenant de l'alcool à 70° en prenant soin de bien noter la date et le numéro du piège s'il y en a plusieurs.

Avantages de la méthode : durables dans le temps, faciles à installer et à déplacer, ne se récoltent que tous les 10 ou 15 jours selon la température ambiante.

Inconvénients de la méthode : sont assez coûteux (environ 250 €).

7A1.5. Capture par P.E.C.

Le Piège Entomologique Composite (P.E.C.) est une technique d'échantillonnage à large spectre de l'entomofaune terrestre circulante et volante permettant de récolter une vaste gamme d'insectes (voir photo ci-contre).

7A1.6. L'écorçage

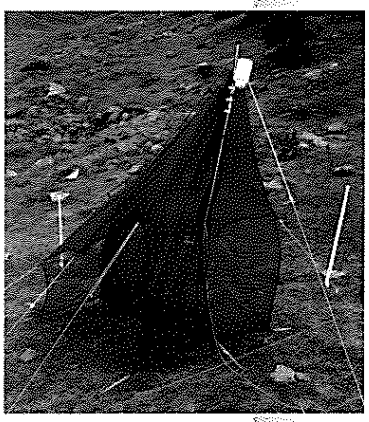
BRUSTEL (2002) précise que l'écorçage consiste à décoller des surfaces ou des volumes déterminés d'écorces d'arbres morts, sur différents types et parties de bois (niveau de dégradation et essence ; tronc, branches ou souches). Les insectes sont alors capturés dans cette interface, avec éventuellement un examen supplémentaire en laboratoire sur chaque matériau prélevé (CREPIN, 1979 ; BASSET, 1985 ; DAJOZ, 1990 ; SIITONEN, 1994).

7A1.7. Les pièges adhésifs ou gluants

Parmi les nombreux procédés d'interception, MARTINEZ (1983) signale les pièges gluants ou adhésifs (panneaux de grillages adhésifs placés sur le passage du vent qui constituent des sortes de « toiles d'araignées artificielles »). Ils sont dérivés du papier « tue mouche » où l'on a seulement modifié la substance pour

Fiche pratique n°7.F...

Le matériel de récolte


V. FIERS

Piège Malaise - RNN Vallée d'Eyne

◆ Le piège Malaise. Il s'agit d'une structure stationnaire en forme de tente, faite d'un tissu finement maillé avec des côtés ouverts et un plan central vertical orientant les insectes vers un toit conique muni d'un dispositif de récolte (BRUSTEL, 2002). Il contient un flacon rempli à moitié d'une solution composée d'un mélange d'eau (50 %) et l'alcool à brûler (50 %).

◆ Le filet fauchoir permet la récolte de nombreux insectes et autres invertébrés terrestres vivant dans la strate herbacée. L'ouverture est circulaire, de 30 cm de diamètre et le manche d'une longueur de 70 cm à 1 m, de 3 cm de diamètre, est plus robuste que celui du filet à papillons. Il est en toile très résistante. Il est préférable qu'elle soit ajourée par un maillage fin. Sa profondeur est d'environ 50 cm. A l'inverse de la poche du filet à papillons, celle du fauchoir est plus arrondie à l'extrémité. Le manche et le cercle sont identiques à celui du filet troubleau, seule la poche diffère. Celle-ci est faite en toile blanche ou en nylon très robuste. Il reste facile à fabriquer par soi même.
Lorsque l'on recherche des insectes de petite taille, il est souvent difficile de n'en pas laisser échapper un grand nombre. C'est la raison pour laquelle BOURNIER a préconisé un filet à poches amovibles. L'originalité du système consiste à utiliser, en place du cercle de fer rond, une jante de roue d'environ 25 cm de diamètre dont la gorge profonde permet la fixation rapide grâce à un fort élastique, de poches interchangeables de 45 cm de profondeur. Sur chaque poche est cousu un morceau de chevillère qui permet de fermer le sac après usage. Il est ainsi possible d'explorer, à coups de fauchoir, des biotopes très différents en changeant à chaque fois la poche dont le contenu est examiné au retour.

◆ Le filet troubleau ou troubleau
Ce filet, qui est une variante du précédent, sert à capturer les insectes aquatiques de profondeur ou de surface. Le manche est identique à celui du fauchoir. La poche est confectionnée avec un tissu à mailles plus larges pour permettre une évacuation rapide de l'eau tout en retenant les débris végétaux et les insectes. Un fer plat de 10 mm de largeur sur 3 mm d'épaisseur est recommandé pour le cercle.
Il se compose d'un manche très robuste en une seule partie, d'un cercle également très solide en fer ou en aluminium d'environ 30 cm de diamètre, pourvu d'une poche de nylon présentant un vide de maille de 800 à 300 microns en général. Proscrire les poches traditionnelles en toile de jute qui pourrissent rapidement, dont la couleur sombre ne facilite pas l'observation des insectes et dont le vide de maille, très irrégulier au bout de quelques utilisations, est suffisamment important pour laisser échapper les petits insectes. Certains filets troubleaux destinés à un usage particulier ont une ouverture carrée à leur base et une surface précise (IBGN, etc.).

◆ Mini troubleau, passoires et autres dispositifs filtrants
Dans de nombreux cas (micro-habitats divers, ornières, suintements, rivières peu profondes encombrées d'obstacles, etc.), l'utilisation du filet troubleau est difficile, voire impossible. Il est alors possible de se confectionner un mini troubleau (manche en bois de 40 cm, cercle d'un diamètre de 10 cm et poche nylon au format) ou bien d'utiliser différents ustensiles de cuisine comme les passoires, type passoire à riz métalliques.

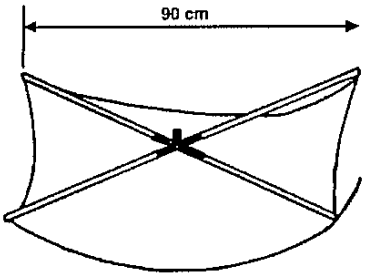
◆ Drague
Lorsque le filet troubleau s'avère inutilisable du fait de la profondeur du milieu ou de l'exubérance de la végétation, il est alors possible d'employer une drague. Elle se compose d'un solide triangle en fer ou en aluminium sur lequel est adaptée une poche en nylon similaire à celle du filet troubleau. Cette poche est lestée à l'aide d'un poids ou d'une pierre. Les trois sommets du triangle sont chacun réunis à un anneau par l'intermédiaire de trois tiges rigides. Une solide corde est attachée à l'anneau. La drague est soit lancée le plus loin possible dans l'eau, soit, dans le cas de petits habitats comme les mares, déposée sur la rive opposée. L'engin est ensuite tiré à l'aide de la corde.

◆ Le filet à « papillons »
Destiné à la capture des imagos aériens (les papillons mais aussi les Odonates, les Hyménoptères, les Diptères...), il se présente sous des formes variées selon les fournisseurs. On l'utilise de préférence pour capturer un individu repéré à l'œil. C'est la chasse à vue. Il se compose d'un manche télescopique, ou bien démontable en plusieurs parties, ou bien encore fixe de 80 cm à 2 m environ au bout duquel se fixe un cercle métallique de 30 à 50 cm de diamètre pourvu d'une poche en nylon, en polyester ou en gaze plus ou moins longue et de couleur variée. La partie de la poche s'insérant dans le cercle doit être renforcée afin d'éviter une usure prématurée de cette dernière en cas d'utilisation pour fauchage de la partie supérieure de la végétation.

...Fiche pratique n°7.F

◆ Parapluie japonais ou natte ou battoir

Extrêmement pratique pour la récolte des insectes présents sur les arbres, les arbustes, les buissons et les haies. Il est constitué d'une toile blanche solide, de 70 cm à 1 m de côté, qui est fixée aux quatre coins d'une armature pliante en bois ou en métal léger. On peut aussi le fabriquer à partir de la monture d'un parapluie.



Le parapluie japonais d'après LAMOTTE et BOURLIERE (1969)

◆ Piège lumineux

Différents types de modèles existent et il serait trop long ici d'en apporter la description et les modalités d'utilisation. D'une manière générale, il s'agit de pièges attractifs aériens (mais parfois aussi aquatiques) qui utilisent une source lumineuse soit pour attirer les insectes sur un support (drap blanc par exemple), soit pour en assurer la capture à l'aide de dispositif particulier.

◆ Nasse à Coléoptères

Ces pièges sont à utiliser avec une grande prudence en fonction des réglementations sur les espèces protégées mais aussi parce qu'ils peuvent se révéler dangereux pour la faune présente (vertébrés/invertébrés). Il est donc indispensable qu'ils soient utilisés de manière à permettre aux animaux capturés de respirer à la surface de l'eau et qu'ils soient contrôlés très régulièrement afin de remettre en liberté des animaux non visés par les études en question. Ces nasses se composent d'un cylindre et de deux entonnoirs en grillage plastique à mailles de 4 mm environ, complétés d'un ou deux dispositifs permettant d'une part à la partie supérieure de se trouver à un ou deux centimètres au dessus de la surface de l'eau (respiration des animaux récoltés) et d'autre part à éviter la fuite des insectes à l'entrée de chaque entonnoir.

◆ Le piochon et l'écorçoir

Surtout utilisés par les coléoptéristes à la recherche d'adultes et de larves, ils permettent de débiter les souches, soulever les écorces, creuser la terre...

◆ L'aspirateur à bouche

Cet appareil se présente sous la forme d'un tube ou d'un flacon dans lequel sont insérés deux tuyaux souples, l'un pour le passage des petits animaux et l'autre, muni d'un filtre, pour l'inspiration.

◆ Autres dispositifs utilisés

De nombreux autres dispositifs existent en fonction des caractéristiques physiques des milieux étudiés, des objectifs des recherches et des moyens disponibles (filets Surber, Waters, drague de Usinger et Needham, cages et pièges d'émergences, benne à main de Macan, benne de Petersen, échantillonneur de Allen, etc.)

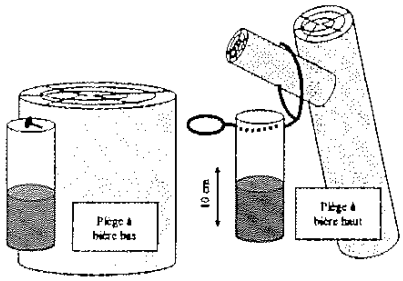
◆ Les bocaux ou flacons de chasse

Ce sont des récipients transparents dans lesquels les insectes sont tués. Dans tous les cas l'ouverture est large, au minimum 2,5 cm et la fermeture parfaitement hermétique. Le flacon de chasse est un dispositif presque universel pour tuer les insectes lors de leur capture.

◆ La pince souple ou pince de chasse

Elle permet de saisir et de manipuler sans dommage les insectes fragiles, petits ou grands, ainsi que ceux qui mordent ou qui piquent.

Le matériel de récolte doit être complété, pour le tri des récoltes, par un grand bac en plastique blanc dans lequel on déposera le contenu des filets.



Piège à bière

Sources : DOMMANGET J.L. (Coord.), 2000. Formation professionnelle continue, Insectes aquatiques, généralités. Document de stage. OPIE, Guyancourt : 34 p.
DRUMONT A., 2000. Insectes n°116, (1) : 25-26.

qu'elle soit facilement dissociable, ce qui facilite la récupération. L'utilisation d'un cylindre augmente l'efficacité de ce type de piège.
Cela peut aussi consister à badigeonner d'un mélange de miel et de glue des portions d'écorces d'arbres. De nombreux papillons nocturnes viennent s'y prendre.

7A1.8. Prélèvements totaux

Les prélèvements de litière, de sol ou de sédiments sont élaborés dans le but d'inventorier les invertébrés à partir d'échantillons. Il convient, pour bien faire, de tirer au hasard le lieu d'échantillonnage. Il y a avantage, à surface totale égale, à multiplier de petits échantillons plutôt que de traiter un seul grand échantillon. On obtient ainsi une meilleure image du peuplement total.
Il existe aussi une technique d'échantillonnage quantitatif par prélèvements totaux qui consiste à emprisonner la "totalité" des animaux vivants sur une petite surface échantillon ou dans un petit volume. Les principales techniques consistent à isoler les animaux dans un milieu restreint, ce qui permet une étude plus minutieuse tout en évitant, pendant le temps d'étude, les phénomènes de fuite. Plusieurs types de matériels peuvent être utilisés. Ces techniques sont trop lourdes à mettre en place dans les espaces naturels protégés. Bien que quantitatives, elles ne prélèvent pas réellement la totalité de la faune.

7A2 INVENTAIRE DES LEPIDOPTERES (PAPILLONS)

Les Lépidoptères constituent un ordre systématique assez homogène. Ils occupent de nombreux milieux et leur identification, à part les « micros » ne pose pas de réels problèmes (LHONORE, compte rendu du groupe de travail INV.ENT.FOR). La recherche et l'observation des Lépidoptères ne requière pas les mêmes méthodes selon si l'on a affaire aux papillons diurnes (Rhopalocères) ou nocturnes (Hétérocères).

Conservation du matériel capturé pour une collection de référence lors d'un premier inventaire : Des papillons tués par du cyanure peuvent rester indemnes dans des papillotes (enveloppes de papier crital) pendant plus de 10 ans. Si on choisit de les faire sécher il faut veiller à ce qu'ils soient bien secs avant de les mettre dans les boîtes hermétiques (type boîte Tuperware).

7A2.1. Capture à vue

Sur le terrain, la capture à vue est effectuée lorsque les papillons diurnes (Rhopalocères) sont en vol, la technique la plus classique utilisant un filet à papillons. Les individus passant à proximité ou observés au loin sont capturés, et relâchés la plupart du temps. En effet, contrairement aux espèces nocturnes, la détermination sur le terrain est plus aisée, même si dans quelques cas, la capture définitive s'impose.
Les individus peuvent être recensés de manière aléatoire ou le long de transects. Cette dernière technique d'échantillonnage permet d'obtenir une liste d'espèces présentes par milieu, si le transect est découpé en secteurs correspondants aux changements de végétation.
Du fait de leur mobilité, il faudra parcourir la surface à inventorier de nombreuses fois, en effectuant des aller et retour. L'idéal d'après DEMERGES (2000) est de procéder sur plusieurs jours.

CDPNE

Chasse au filet des papillons dans la RNN de Grand'Pierre et Vitain

7A2.2. Recherche des chenilles

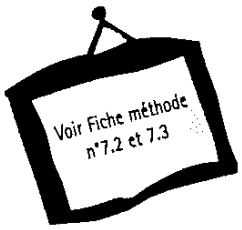
La recherche ou le hasard des rencontres avec des chenilles peuvent être utiles pour inventorier des Lépidoptères qui se trouvent en faibles effectifs à l'état adulte, mais en nombre important au stade larvaire (DEMERGES, 2000). Ce travail peut être fastidieux si l'on inspecte tous les végétaux.

7A2.3. Utilisation de pièges lumineux

Cette méthode est la plus utilisée pour l'inventaire des papillons nocturnes, à la fois actifs la nuit et attirés par la lumière. Nombre d'insectes à activité crépusculaire ou nocturne sont en effet sensibles aux rayonnements lumineux, en particulier les « UV proches » (280 à 310 nm). Elle est de plus en plus pratiquée aussi bien par des amateurs que par les professionnels. Soit on utilise une source autonome d'énergie et une collecte manuelle sur le « drap blanc » éclairé par la lampe, soit on prospecte les abords des sources lumineuses artificielles comme les éclairages publics (BRUSTEL, 2002). Les pièges lumineux attirent la plupart des espèces dans les principaux biotopes. Selon LHONORE, cette méthode est adaptée au suivi de peuplements (espèces nocturnes et diurnes) en milieu forestier. Divers modèles de pièges sont disponibles sur le marché. Les pièges dépendent de l'électricité, leur placement peut donc poser des problèmes.

CDPNE

Chasse nocturne des papillons dans la RNN de Grand'Pierre et Vitain



Ce qui est intéressant avec le piège lumineux c'est que l'on ne tue pas les insectes, on prélève ce qui intéresse. L'opération est à réaliser loin d'une zone urbaine pour que l'éclairage urbain n'influence pas, et à éviter en cas de pleine lune. Le principal inconvénient de cette méthode c'est que l'on ne sait pas d'où viennent les insectes (MARTINEZ, documents de stage).

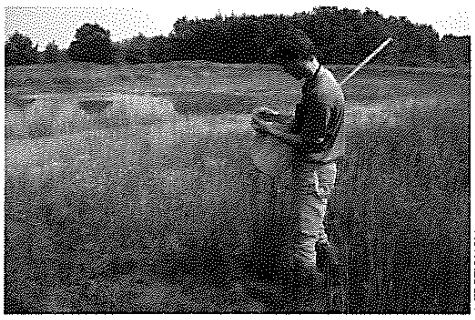
7A2.4. Utilisation de piège avec appât

Certaines espèces sont attirées par des appâts, certaines même exclusivement. Les pièges avec appât sont dans certains cas un complément important des pièges lumineux, ajoutant des informations écologiques pour quelques espèces et quelques écosystèmes, spécialement dans les milieux humides. Il s'agit de pièges alimentaires.

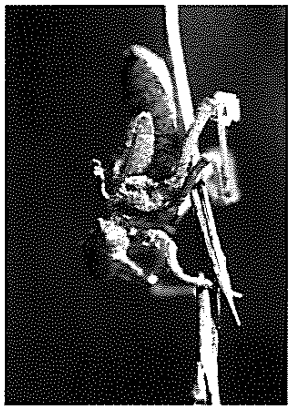
7A2.5. Utilisation de pièges sexuels

Les pièges sexuels utilisent des phéromones qui sont des hormones sexuelles produites par les femelles et qui vont attirer les mâles. Certains papillons peuvent percevoir ce type de substance jusqu'à 11 km. Les individus sont alors récupérés sur des panneaux englués. Les modèles de pièges calibrés sont les pièges Jalas et Ryrholm et le British Rothamstead. Cette méthode est peu utilisée en écologie des populations mais plutôt en lutte chimique. En effet, l'usage d'hormones sexuelles, de l'un des deux sexes, ne permet que la capture du sexe opposé. De plus, les résultats sont très variables en fonction de la méthode et de la quantité de substance émise. Les pièges à phéromones sont seulement recommandés lors de suivis ciblant une espèce particulière, spécialement quand ces espèces sont difficiles à détecter (*Sesiidae* par exemple).

La photographie des Odonates présente un intérêt scientifique non négligeable, notamment en éthologie (comportement). On peut parfois avoir la chance de photographier les postures d'accouplement, de ponte, ou d'agressivité. Elle permet aussi d'avoir des références sur la coloration des individus (DOMMANGET, Bull 29-30).

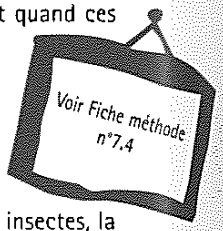

J. TROTIGNON

Capture au filet d'Odonates dans la RNN de Chérine


RNF

Exuvie d'Odonate

7A3 INVENTAIRE DES ODONATES (LIBELLULES)



7A3.1. Capture à vue des adultes

La plupart des Odonates étant de grande taille comparés à d'autres insectes, la capture au filet (à papillons) est possible.

7A3.2. Recherche des exuvies

Certaines mues d'insectes permettent de déterminer les espèces qui fréquentent un site, notamment les exuvies d'Odonates. La recherche d'exuvies se pratique aux périodes d'éclosion (métamorphose) des diverses espèces présumées vivre dans le biotope, car ces exuvies sont détruites plus ou moins rapidement par le vent ou par la pluie. Il faut inspecter minutieusement les berges et les roselières se trouvant dans l'eau. La majorité des espèces s'accroche sur les plantes semi-aquatiques (carex, joncs...), les racines des arbres, mais aussi les piquets ou planches se trouvant à proximité immédiate de leur biotope. Les exuvies sont situées en moyenne entre 10 et 50 cm de hauteur (DOMMANGET, 1981). Il faut toujours deux observateurs pour les exuvies, le deuxième observateur en trouve toujours autant que le premier (DOMMANGET, *com. pers.*). La recherche des exuvies permet de compléter avantageusement les inventaires.
Cette technique nécessite pour l'identification et l'étude du matériel ainsi récolté une loupe binoculaire (grossissement de 6 à 50 fois), des publications ou des faunes comportant des clefs de détermination (voir page 205) et, comme pour les imagos, une connaissance de la morphologie.

7A3.3. Recherche des larves

Les imagos n'étant visibles qu'à certaines périodes, en dehors de celles-ci l'entomologiste peut toujours rechercher les stades préimaginaux (larves). Il est plus facile de travailler sur les larves (aquatiques) que sur les exuvies (DOMMANGET, *com. pers.*). Certaines espèces effectuent leur mue imaginale à plat sur les rochers, les cailloux, principalement au bord des cours d'eau. La récolte des larves s'effectue en toute saison, l'instrument indispensable étant le filet troubleau que l'on peut fabriquer soi-même. L'élevage des larves d'Odonates ne présente pas trop de difficultés, mais il demande beaucoup d'attention, principalement aux périodes d'émergences (DOMMANGET, 1981). Ces techniques sont toutefois à utiliser avec des professionnels.

Les gestionnaires de réserves naturelles sont invités à participer au réseau INVOD d'inventaire des Odonates de France (DOMMANGET J.-L., 2002. Définition du protocole et transfert des données. MNHN et SFO). Un formulaire d'observation des Odonates de France est disponible.

7A4 INVENTAIRE DES ORTHOPTERES (SAUTERELLES ET GRILLONS)

7A4.1. Capture au filet fauchoir

D'après PUISSANT (1999), de nombreux auteurs signalent que les coups de filet donnent des résultats très décevants et que la seule méthode possible d'après DREUX (1962) est de recourir à la capture à vue.

7A4.2. Capture à vue

Les juvéniles étant le plus souvent difficiles à identifier spécifiquement, de nombreux travaux se limitent aux imagos.

La capture à vue ou encore « chasse à vue » des Orthoptères se fait à la main. Cette méthode peut se faire à n'importe quel moment de la journée sauf à l'aube (température trop basse), les animaux étant à ce moment en état de vie ralentie (inactifs). Elle est longue et difficile (DREUX, 1962).

En ce qui concerne l'échantillonnage, il faut, selon PUISSANT (1999) choisir un emplacement assez étendu et qui paraît à peu près homogène. On note alors la date, l'heure, l'exposition, la pente, la nature du sol, l'aspect et la composition approximative de la végétation.

7A4.3. Ecoute du chant

En ce qui concerne les invertébrés, les techniques d'écoute ne sont utilisées que pour les Orthoptères (sauterelles et grillons). L'écoute du chant nocturne est possible pour la détermination de certaines espèces seulement. Il existe un CD disponible dans le commerce (renseignements à l'OPIE, Office pour l'étude des invertébrés et leur environnement).

7A4.4. Méthode cénotique

Il s'agit d'une méthode développée par Bernard DEFAUT qui a cherché à trouver l'équivalent, pour les Orthoptères, des associations végétales au sens zurichomontpelliérain (voir chapitre 2 page 58). Il utilise alors le terme de synusie orthoptérique. Comme l'association végétale, la synusie orthoptérique est un concept abstrait mais qui s'appuie sur une entité concrète : l'individu de synusie, étudié par le relevé : c'est une collection de relevés qui se ressemblent plus entre eux qu'ils ne ressemblent aux autres. Chaque synusie doit se différencier par la présence d'une ou plusieurs espèces qui seront dites « caractéristiques de synusie ».

7A5 INVENTAIRE DES COLEOPTERES

La plupart des Coléoptères sont difficiles à attraper parce qu'ils ne bougent pas de façon très attractive, comme peuvent le faire les papillons ou les Odonates. Les méthodes utilisées pour étudier les Coléoptères peuvent être divisées en une méthode manuelle (recherche directe) et des méthodes par piège. La détermination à vue n'est possible, chez les Coléoptères, que sur un petit nombre d'espèces bien caractérisées et de taille moyenne à grande. Elle est impossible chez la plupart des espèces, souvent de trop petites dimensions et/ou ayant énormément d'affinités morphologiques avec d'autres.

Pour les carabidés, plus que la présence des espèces elles-mêmes, c'est la structure des espèces au sein de la forêt qui est le plus utile. Pour les saproxyliques, il n'est pas nécessaire d'avoir des données quantitatives, la simple présence des espèces est un bon indicateur.

7A5.1. Capture à vue (récolte active)

La capture à vue demande une bonne connaissance de la taxonomie et de la biologie des espèces. Elle consiste à parcourir avec soin la surface à étudier, et nécessite souvent d'examiner les habitats (vieux troncs morts avec des écorces, champignons arboricoles...) pour inventorier les taxons (SOLDATI *et al.*, 2000). Dans certains cas, cela occasionne une destruction partielle de l'habitat. La recherche manuelle ciblée vise principalement une espèce particulière, la méthode est donc sélective. Techniquement, les outils de chasse demeurent très simples (COLAS, 1974), soit pour déloger les insectes cachés (piochon, écorçoir, nappe montée pour le battage, filet fauchoir, lampe de poche ou tamis), soit lors de la capture (filet léger, aspirateur à bouche, pinces ou pinceau).

Il est à signaler que la recherche manuelle (chasse) est consommatrice en temps, la rendant coûteuse. Son efficacité est fonction de l'expérience, du temps, mais aussi de la personne qui recueille les données. Les résultats sont peu transposables et peu comparables. BRUSTEL (2002) signale d'ailleurs que l'échantillon-

Fiche pratique n°7.G

Différents types de pièges d'extraction

Ces méthodes sont réservées à des spécialistes.

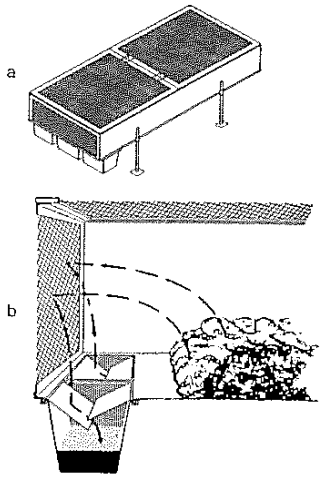
– Les pièges à succion (JOHNSON et TAYLOR, 1965). On extrait de la faune dans un carré écologique. L'appareil se compose d'une embouchure conique et dirigée vers le haut et d'une turbine qui permet l'aspiration de l'air environnant (aspirateur industriel portatif alimenté par des batteries). Cet air est ensuite filtré au travers de mailles et les insectes sont récupérés dans une solution. Très efficace, la méthode ne s'applique toutefois qu'en milieu herbacé ras.

– Les pièges d'extraction par la chaleur. Si on chauffe par le haut un échantillon de litière ou de sol, les animaux, qui fuient la chaleur et la dessication qui en résulte, s'échappent par le bas de l'échantillon et il n'y a plus qu'à les récolter. Certains animaux comme de grands insectes et les araignées ayant tendance à s'échapper par le haut et non par le bas, on les capture en plaçant l'échantillon chauffé sur une plate-forme bordée de deux gouttières remplies d'eau qui servent à les recueillir. C'est le principe de l'extraction par la méthode de Berlèse-Tullgren.

– Les cages mobiles ou biocénomètres. On isole une portion du milieu pour retenir les insectes ailés. Cette cage, dont les côtés sont formés d'une toile grillagée, est de taille variable en fonction de la hauteur de la végétation et de la grosseur des insectes que l'on veut étudier (un mètre cube par exemple). Grâce à un manchon fermé hermétiquement, l'opérateur s'introduit à mi-corps dans la cage pour effectuer des prélèvements. Cette technique peut être appliquée à tous types de végétation et pour tous types d'invertébrés. Il y a des problèmes de fuite en bas des cages.

– Les cages fixes (cages à émergentes). Elles sont d'une confection identique aux cages mobiles, mais coiffées d'un piège. Elles jouent le rôle d'éclosoir grâce à l'utilisation du phototropisme. Cette méthode permet les captures de peuplements qui ne subissent aucun apport extérieur au cours du laps de temps fixé par le prélèvement. Elle permet de récupérer les insectes mais il faut combiner plusieurs séries de pièges pour éviter tout phénomène sélectif.

– Les cylindres (Southwood, 1966). C'est un cylindre métallique d'environ 50 cm de hauteur et 0,1 m² de surface qui est emmanché d'un couvercle percé. Le cylindre est déposé violemment pour l'enfoncer dans le sol (en découpant une surface au sol) et ainsi éviter tout risque de fuite. On dépose par l'orifice quelques gouttes de cyanure et on récolte tous les animaux morts sur l'herbe. L'utilisation de produits létaux peut être substituée par d'autres méthodes de récolte comme des pièges ou un aspirateur. C'est une méthode de récupération simple et rapide qui assure la parfaite collecte de toutes les zoocénoses emprisonnées.



Source : BRUSTEL (2002), modèle d'après HOUSTON et al. (1982)

Extraction automatique des insectes coprophages
Le dispositif est basé à la fois sur l'attraction à la lumière de ces insectes, sur l'augmentation de leur mobilité liée à une augmentation de la température, et sur le fait que les insectes quittent l'excrément lorsque les conditions deviennent défavorables (dessication, fermentation trop forte).
L'extracteur est formé d'une boîte rectangulaire de 200 x 900 x 300 mm, à parois en tôle, bâtie sur un cadre rigide posé sur des pieds réglables en hauteur. Une des faces est ouverte (860 x 230 mm), recouverte d'une grille moustiquaire. Du même côté se trouve une ouverture (860 x 170 mm) pratiquée dans le plancher, obturée par des volets obliques, et qui communique avec trois boîtes en plastique (300 x 320 x 220 mm) servant de collecteurs. Ces boîtes sont remplies au tiers par du sable humide. On dispose dans l'extracteur des bouses prélevées sur le terrain, et on recouvre les ouvertures supérieures avec un film noir de polyéthylène, de sorte que l'intérieur de l'extracteur ne soit plus éclairé que par la fenêtre grillagée latérale.
On place l'extracteur au soleil de manière à ce que la température intérieure s'élève (attention à ne pas asphyxier les insectes). Les insectes s'échappent de la bouse qui fermente, se dirigent vers la fente éclairée, et ils sont recueillis dans les boîtes en plastique disposées sur le plancher du dispositif.

– Le sélecteur de Chauvin (1952). Cet appareil représente une boîte qui est ouverte en son milieu et que l'on referme brutalement en emprisonnant la végétation. Les bords tranchants vont sectionner la plante et la récolte des insectes se fait après passage d'une solution anesthésiante. Cette technique s'applique aux insectes immobiles. Il s'agit d'un échantillonnage stratifié. Cependant, il ne donne que des résultats partiels et doit être utilisé en complément d'autres pièges. De plus, la quantité d'insectes ne peut être traduite en densité.

nage basé sur une intervention essentiellement manuelle donne des résultats difficilement comparables d'un récolteur à un autre. De telles méthodes fournissent donc des données surtout qualitatives, avec une appréciation grossière de l'abondance.
Cette méthode permet notamment de recenser les Coléoptères saproxyliques (cela sous-entend de connaître les traits de vie des espèces recherchées).

7A5.2. Recherche dans les bouses ou cadavres d'animaux

Beaucoup de Coléoptères, les coprophages notamment, vivent dans des habitats éphémères comme le compost, les cadavres, les excréments d'animaux sauvages qui se trouvent au niveau du sol. Dans ce cas, la collecte manuelle s'impose, en visitant les bouses par exemple. Afin d'extraire des Coléoptères coprophages, le lavage de l'excrément (et du sol sous-jacent) est nécessaire et l'opérateur aura notamment besoin d'un seau muni d'une grille circulaire disposée à mi-hauteur. Il existe aussi une technique plus sophistiquée pour l'extraction des coprophages dans les excréments récoltés sur le terrain.

7A5.3. Piégeage par interception au sol

Une méthode de capture des Coléoptères se déplaçant à la surface du sol consiste à utiliser des piège à fosse (type piège Barber) constitués d'un récipient enterré, dont l'ouverture affleure (BRUSTEL, 2002) et dans lesquels les insectes chutent. Relativement facile à mettre en œuvre, c'est la méthode qui sera conseillée pour réaliser un inventaire des Coléoptères (ou encore des araignées). Ces pièges sont les plus utilisés et les plus efficaces pour l'inventaire des Coléoptères carabidés. Ils peuvent être placés en milieu forestier semi-ouvert, à proximité d'une clairière par exemple.
Il existe plusieurs types de pièges et il est possible de les fabriquer soi-même à l'aide de gobelets. LEMIEUX et LINDGREN (1999) ont comparé un piège à fosse conventionnel sans couvercle (BARBER, 1931) avec une version modifiée (NORDLANDER, 1987) à couvercle intégré et à parois percées de trous d'entrée circulaires (voir tableau ci-dessous). Pour fabriquer des plateaux pièges, on peut aussi utiliser des plats à tartes en aluminiuim de 20 cm de diamètre supérieur et inférieur et d'environ 3 à 4 cm de profondeur. Chaque piège est muni d'un couvercle fait d'une assiette en plastique suspendue à l'aide de clous à plusieurs centimètres au-dessus du piège afin d'empêcher l'eau de pluie de tomber dedans.

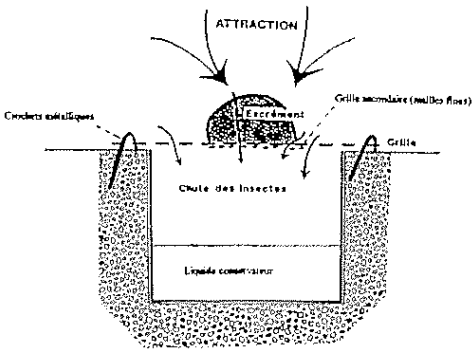
D. LANGLOIS

Piège à coprophage

7A5.4. Piégeage attractif par usage d'appât (Type CSR, CFR...)

Plusieurs modèles de pièges existent, ils doivent répondre aux exigences suivantes (d'après les éléments de stage réalisé par l'OPIE) :

- diffusion maximale des éléments volatiles de l'appât dans toute les directions,
- non sélectivité des prises, autres que les insectes coprophages ou coprophiles,
- mise en place rapide sur le terrain,
- prix de revient peu élevé.



Principe du piège à coprophage. Source : BRUSTEL (2002)

Comparaison de deux types de pièges :	Piège BARBER	Piège NORDLANDER
Caractéristiques	Piège à fosse conventionnel sans couvercle.	Version modifiée à couvercle intégré et à parois percées de trous d'entrée circulaires.
Diamètre	11,5	11,5
Matière	Polyéthylène haute densité	Polyéthylène haute densité
Circonférence efficace	36,1 cm	15 cm
Avantage	Exige moins de préparation	N'a permis de capturer qu'une seule des 14 espèces d'amphibiens prises dans le piège Barber.
Modification à apporter	Placer un grillage métallique à mailles de 1 cm sur le dessus du contenant.	A nécessité certaines modifications : il a fallu percer des trous dans les parois de chaque piège à l'aide d'une perceuse et préparer un récipient plus petit à placer à l'intérieur.

Source : LEMIEUX ET LINDGREN (1999).

L'appât dépend de l'étude effectuée. On utilise ordinairement la bouse de vache, le crottin de cheval ou de brebis (dans le cas, les crottins pâteux de grande taille). Dans des cas particuliers, on utilise des pelotes fécales de lapin, ou des excréments des mammifères dont on veut connaître l'attractivité.
Les modèles décrits peuvent convenir aussi pour les insectes nécrophages. Il faut alors remplacer l'excrément par de la charogne, en veillant cependant à protéger l'appât contre la convoitise de certains mammifères ou oiseaux.
Selon les modèles, l'appât est disposé au fond du piège, ou en surface. Il est conseillé d'utiliser les modèles où l'appât est en surface, la diffusion de l'odeur étant la meilleure. Le modèle le plus performant est le type CSR, mais il en existe d'autres.
Le piégeage est optimal par beau temps, après quelques jours de pluie, surtout en été. Les insectes peuvent être chassés en toutes saisons (espèces différentes selon les saisons). Dans les régions pluvieuses, le piège doit être protégé contre la pluie.
Il existe aussi pour les Coléoptères aquatiques des nasses à Coléoptères. Le piège est appâté avec du poisson ou de la viande crue et relevé si possible journellement. Ces nasses permettent la capture des Coléoptères aquatiques de moyenne et grande taille (*Colymbetes, Acilius, Dytiscus, Cybister, Hydrous*, etc.) qu'il est parfois difficile de détecter autrement (DOMMANGET, 2000).

7A5.5. Piégeage par « pièges à bière ou à vin »

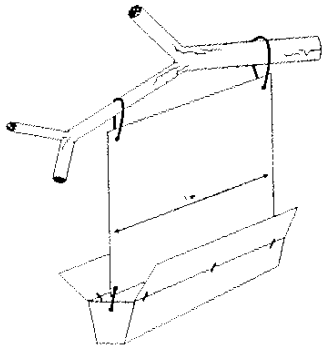
Cette technique de piégeage simple et de faible coût fait intervenir une attraction par un appât. De la bière ou du vin sont généralement versés dans des bouteilles laissées à même le sol ou pendues dans les arbres (voir aussi page 222).
Cette méthode d'échantillonnage n'est pas forcément recommandée dans les réserves naturelles. Elle montre un grand intérêt pour la capture de nombreux Coléoptères saproxyliques réputés rares, en particulier dans les secteurs les plus chauds du territoire (BRUSTEL, 2002). Elle est non sélective et fonctionne mieux dans les milieux chauds et secs.

D. LANGLOIS

Piège à bière installé dans la RNN du Ravin de Valbois

7A5.6. Pose d'enceintes à émergences

A la charnière entre la vie larvaire et la vie adulte, l'émergence est l'occasion d'observer des espèces déterminables (imagos) et pour lesquelles il est possible d'affirmer l'origine exacte (habitat et localité de développement). L'observation directe de tels phénomènes est rare et incertaine sans recours aux techniques permettant ces observations (BRUSTEL, 2002).
Cette technique de récolte active citée par BRUSTEL (2001) et NOBLECOURT (INV.ENT.FOR, voir page 218) est utilisée pour la récolte des larves de Coléoptères saproxyliques ou des adultes dans l'habitat. La limite de la méthode réside dans le choix du substrat.
BRUSTEL (2002) décrit cette technique. Elle utilise des enceintes hermétiques et opaques qui coiffent ou entourent, in situ, le substrat déjà colonisé par les larves des espèces qui seront dénombrées (tronc, champignon, ...). Les captures sont basées sur le phototropisme des insectes, qui, après émergence, se dirigent vers une ouverture lumineuse équipée d'un système collecteur (BASSET, 1985). Tout type de milieu peut être inventorié, si la nécromasse est présente. Cette méthode est sélective.
Elle n'est pas applicable seule par le gestionnaire car elle nécessite bien souvent de rapporter le matériel pour l'analyser (en laboratoire notamment).
Il s'agit d'une méthode semi-exhaustives à l'échelle d'un site, car on ne connaît pas la proportion des insectes recueillis par rapport à la fraction présente dans ce type de substrat à l'échelle locale (MORA, 1994), des bois pouvant être en effet plus colonisés que d'autres (BRUSTEL, 2002).
Les résultats de ces dispositifs dépendent fortement du substrat étudié et en particulier du degré et de la nature de la composition du bois choisi (BASSET, 1985 ; OKLAND, 1996). Même si les données sont de qualité, elles sont en général peu nombreuses et il paraît délicat d'interpréter autre chose que des différences liées aux substrats inventoriés, dont le choix sur une station est trop souvent limité.



Piège à vitre plan. Source : BRUSTEL (2002)

7A5.7. Pièges à vitre

Des pièges à vitre peuvent éventuellement être utilisés pour capturer des espèces qui ne le seraient pas avec des pots-pièges. Il s'agit de pièges d'interception passive qui permettent de capturer les insectes mobiles, particulière-

ment les Coléoptères volants, dans tous types de milieu (mais surtout dans les milieux semi-ouverts).
Ils sont les plus utilisés et sont les plus efficaces en écologie forestière quand le matériel d'étude correspond aux Coléoptères saproxyliques (BRUSTEL, 2002).
Pour ces espèces, les pièges vitre plan (unidirectionnels) donnent de bons résultats (voir figure page précédente). Il existe aussi des pièges vitre multidirectionnels. Il est possible de fabriquer ce piège soi-même. Une plaque de 1 m² de plexiglass, disponible dans le commerce est découpée On y ajoute un entonnoir plus un récipient et le liquide pour tuer les insectes.
On les dispose les pièges dans les arbres, pas trop bas à cause des risques de dégradation par les ongulés. Les pièges sont en général disposés de 0,7 à 1 mètre du niveau du sol.
Les avantages sont la sélectivité et la diversité des récoltes, et le recours aux non-spécialistes. Ce mode d'échantillonnage est peu discret. L'encombrement du dispositif peut contribuer à un frein à son développement et c'est pour cette raison que cette technique n'est utilisée que par des entomologistes professionnels.
La probabilité de capture des différentes espèces dans ce type de piège dépend de la hauteur et la durée de vol des espèces, ce qui invite à la prudence pour des comparaisons faunistiques fines (MARTIKAINEN *et al.*, 1999).

Familles de Coléoptères rencontrés dans les pots-pièges et dans les pièges à vitre		
Familles de Coléoptères	Familles présentes dans les pots-pièges	Familles présentes dans les pièges à vitre
Carabidae	X	
Staphylinidae (sans les Aleocharidae)	X	X
Scarabeidae	X	X
Elateridae	X	X
Byrrhidae	X	
Curculionidae (partiellement)	X	X
Scirtidae		X
Cantharidae		X
Anobidae		X
Nitidulidae		X
Melandryidae		X
Cerambycidae		X
Chrysomelidae		X

Source : DAVIS (1982).

Pots-pièges et pièges à vitre permettent d'attraper différentes familles de Coléoptères dans le même biotope. Seuls quelques familles seront présentes dans chaque habitat avec un nombre suffisant pour les analyses. Le tableau ci-contre présente des résultats obtenus en Grande-Bretagne. Dans ce pays les Coléoptères sont collectés avec les deux types de pièges.

7A5.8. Autres méthodes

– Les PIÈGES MALAISES : Les Coléoptères ont tendance à se laisser chuter au sol lorsqu'ils heurtent un obstacle en vol, et l'utilisation de cette technique pour leur capture semble peu conseillée. Pourtant, BRUSTEL (2002) signale des résultats intéressants avec l'utilisation de cette technique, mais ne croit pas à l'intérêt de la développer car onéreuse et aléatoire pour les Coléoptères saproxyliques.
– Le FAUCHAGE DE LA VÉGÉTATION : Cette technique utilisée pour l'inventaire des insectes peut permettre de récolter certaines espèces, mais ce n'est pas une méthode adaptée aux Coléoptères. Elle ne doit pas être utilisée seule pour l'inventaire de ce groupe taxonomique.
– Les PIÈGES LUMINEUX : Ils sont utilisés pour certaines espèces d'insectes coprophages. Mais ce type de piège attire les insectes de fort loin, ce qui peut être gênant dans le cadre d'une étude fine d'un milieu. Cela donne de bons résultats pour connaître la faune régionale. Cependant, toutes les espèces ne sont pas attirées par un tel piège.
– Le SUIVI DE LA NÉCROMASSE : Méthode de l'I.F.N. (Inventaire Forestier National) permet de calibrer à partir du diamètre du bois mort depuis moins de cinq ans.

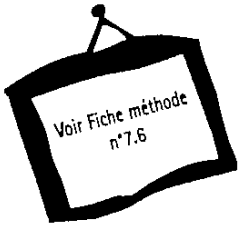
7A6 INVENTAIRE DES HYMENOPTERES

7A6.1. Pièges colorés (bourdons et autres pollinisateurs)

L'effet attractif visuel des pièges jaunes (plateaux, bacs ou autres assiettes colorés) sur les espèces floricoles est la base d'une technique très utilisée par les entomologistes. Ces récipients de couleur sont remplis d'eau additionnée de quelques gouttes d'un produit mouillant qui provoque la noyade immédiate des insectes pollinisateurs attirés, et d'éventuels produits de conservation si le dispositif reste installé

plusieurs jours (SOUTHWOOD, 1978 ; NOBLECOURT, 1993...). Contrairement au piège lumineux, le piège à plateau coloré a un faible rayon d'action et le signal ne semble perçu qu'à quelques mètres seulement du piège (ROTH, 1966).
Les plateaux colorés sont en général installés au ras du sol ou à faible hauteur dans des secteurs plus ou moins dégagés (zones les plus souvent fleuries).
L'efficacité de ce type de piège est basée sur différents critères et notamment le mode de vie des insectes qui va guider le choix de la couleur. Il dépend aussi de l'activité des insectes (ceux-ci devront se déplacer pour être capturés) et de la hauteur du piège (30 à 40 cm). Ces pièges sont simples et peu coûteux et la récolte des insectes est facile. Ils permettent :

- de prospecter la strate herbacée en plaçant les pièges à différents niveaux,
- de compter la faune de différents milieux,
- d'étudier l'évolution quantitative des différentes espèces au cours de l'année et d'établir des variations.



7A6.2. Pièges Malaise

La majorité des insectes capturés par cette méthode (voir pages 220 et 221) est constituée de Diptères et d'Hyménoptères (SOUTHWOOD, 1978).

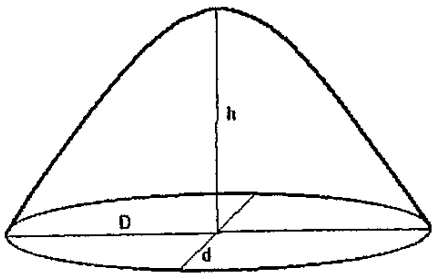
7A6.3. Pièges microtubes (fourmis)

Un microtube rempli d'une solution sucrée (miel dilué) et bouché (au niveau de la moitié du tube) par du coton hydrophile permettant une lente diffusion du liquide, recouvert par un sous-pot. Ces pièges sont disposés suivant un plan d'échantillonnage (transect par exemple). Les microtubes pourront être récoltés une heure après leur mise en place. Les fourmis présentes dans les tubes sont prélevées pour identification. Sur le terrain, il suffit de refermer les tubes pour emprisonner les fourmis attirées.
☞ *Pour en savoir plus sur le piégeage des fourmis : GREFF (1998).*

7A6.4. Recherche des nids de fourmis

Pour localiser les nids de fourmis, il faut remonter les pistes. Chaque nid trouvé est marqué à l'aide d'un bâton planté 10 cm au nord du nid, et coloré à son extrémité. On peut ensuite réaliser une carte de pseudo-densité des fourmilières.

Une autre méthode d'inventaire des fourmis est le dénombrement quantitatif et spatial des dômes de brindilles (décrire la répartition, le volume, les interrelations...), avec prélèvement manuel de quelques individus pour des déterminations spécifiques. Il existe un abaque de calcul du volume d'un dôme de fourmis rousses (disponible à RNF).
On considère généralement que quatre nids de 1 m³ à l'ha sont un bon résultat. Quelques paramètres descriptifs de l'environnement immédiat du dôme sont relevés : pente, exposition, couvert du peuplement, essences présentes dans un rayon de 10 m...
☞ *Pour en savoir plus : NAGELHEISEN (1999).*



Calcul du volume d'un dôme de fourmis

7A7 INVENTAIRE DES DIPTERES

7A7.1. Piégeage par piège malaise

Le piégeage à l'aide d'un piège malaise est aisé et peu onéreux et adapté à l'étude des Diptères.
☞ Il existe un logiciel liant espèces de Diptères Syrphidés, statuts et microbiotopes qui permet un diagnostic rapide de la zone inventoriée (voir page 209).

7A7.2. Piégeage par piège lumineux

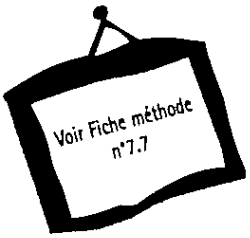
Le piège de type « de New Jersey » est adapté à la capture des Diptères. Il utilise une source lumineuse (tube à UV) protégée par un grillage (pour empêcher les papillons de rentrer). Un aspirateur entraîne les Diptères attirés par la lumière dans la cage collectrice inférieure où les insectes sont recueillis.

7A8 INVENTAIRE DES ARAIGNEES

La détermination des araignées est difficile (voir page 203) et peu de spécialistes existent en France. Il n'est pas envisageable pour un gestionnaire de se lancer seul dans une démarche d'inventaire des araignées. Michel EMERIT (OPIE-LR) est spécialiste de ce groupe. Il est une personne ressource ayant déjà effectué de nombreux inventaires dans les réserves naturelles.

7A8.1. Récolte à vue

La récolte à vue des araignées s'effectue au sol et dans la strate herbacée principalement à l'aide d'un aspirateur à bouche.
La récolte à vue se prête également bien à l'étude des araignées et des opilions. Les individus peuvent être capturés à l'aide d'un aspirateur à bouche.



7A8.2. Battage de la végétation

C'est souvent lors d'un inventaire des insectes utilisant cette méthode (voir page 220) que des araignées sont récoltées.

7A8.3. Tamisage de la litière

La plupart des araignées évoluant au sol, le tamisage de la végétation permet de récolter des individus (voir page 228).

7A9 INVENTAIRE DE LA FAUNE DU SOL

7A9.1. Prélèvement de litière

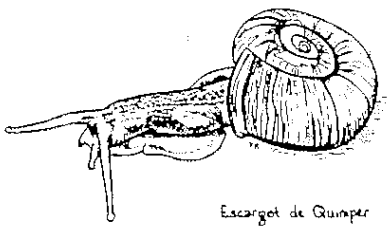
Les prélèvements d'échantillons de litière sont élaborés dans le but d'inventorier les invertébrés présents dans le sol. La méthode utilisée dans les réserves naturelles du nord de la France et élaborée sur les conseils du professeur EMERIT consiste à prélever une partie de la litière avec une bêche et d'en extraire l'ensemble des animaux qui s'y trouve afin de les déterminer. Il est possible de réaliser une photographie de la station en se positionnant sur un escabeau.

7A10 INVENTAIRE DES MOLLUSQUES TERRESTRES

D'une manière générale, l'étude des peuplements de gastéropodes terrestres est très rarement réalisée. Pourtant la malacofaune terrestre correspond à un groupe taxonomique bien adapté pour analyser plusieurs aspects des écosystèmes dans l'espace et dans le temps (KABOUCHE et MAGNIN, 2000).
On peut d'une part, avoir une approche instantanée de la structure des peuplements malacologiques actuels en relation avec la végétation, et d'autre part, une approche paléomalacologique qui est totalement tributaire de la disponibilité des archives sédimentaires.

7A10.1. Observation visuelle directe

L'inventaire des mollusques se fait généralement par récolte à l'oeil nu. Pour les limaces observées sur le terrain, la couleur générale et du mucus sert à la détermination. Les prospections peuvent cibler un habitat particulier. Pour la recherche des mollusques terrestres, on regardera systématiquement sous les grosses pierres et sous les bois morts.
Pour leur analyse phytoécologique, KABOUCHE et MAGNIN (2000) récoltent à la main les gastéropodes de taille supérieure à 5 mm pendant un temps standard de 30 minutes sur une surface carrée de 5 m² environ. Les animaux vivants et les coquilles vides fraîches et vieilles sont prises en compte. Des prospections complémentaires peuvent être également réalisées dans d'autres stations afin de réaliser un inventaire malacologique le plus exhaustif possible.


Escargot de Quimper

7A10.2. Prélèvement de litière ou de sol

En milieu terrestre, l'échantillonnage peut être complété par un prélèvement des horizons organiques du sol (environ un litre de litière de surface collectée sous l'abri de la végétation) destiné à l'extraction des petites espèces au laboratoire. Pour leur étude, KABOUCHE et MAGNIN (2000) ont effectué des prélèvements en cinq placettes de 25 x 25 cm régulièrement réparties sur la station. Les résultats obtenus peuvent ainsi être confrontés d'une part aux données mésologiques

et d'autre part aux données phytoécologiques.

Matériel : Loupe de poche (x10), loupe binoculaire, grattoir de jardinier, petits tubes transparents, pince souple

7A10.3. Analyse de restes de repas

La recherche de mollusques peut s'effectuer par analyse des restes de repas de vertébrés (rats musqués, oiseaux).

7A11 INVENTAIRE DES MOLLUSQUES AQUATIQUES

7A11.1. Fauchage de la végétation benthique

Tout comme le fauchage de la végétation terrestre pour l'inventaire des insectes, le fauchage de la végétation benthique, réalisée à l'aide d'un troubleau permet d'échantillonner les mollusques aquatiques (voir aussi ci-dessous).

7A11.2. Prélèvement de sédiment

La recherche des mollusques aquatiques peut se pratiquer par prélèvement d'environ un litre de sédiment du fond. Ce prélèvement est réalisé à l'aide d'un troubleau ou d'une benne (voir page suivante). En laboratoire, les sédiments sont tamisés sur des mailles décroissantes jusqu'à environ 1 mm. Après séchage, le tri s'effectue à l'oeil pour les plus grosses fractions, à la loupe binoculaire pour les plus fines.

7A11.3. Recherche ciblée

Un examen attentif des rives est souhaitable pour la recherche des mollusques aquatiques, en complément du fauchage et des prélèvements de sédiments. A noter que les dépôts de crue permettent de se faire une bonne idée de la faune malacologique aquatique et du sol et seront systématiquement recherchés.

📖 Pour en savoir plus le gestionnaire pourra consulter la fiche : « Méthode d'échantillonnage pour la malacofaune actuelle » de la Revue Garde de l'espace littoral (n°42, nov 2000).

7A12 INVENTAIRE DES INVERTEBRES AQUATIQUES

Pour les systèmes aquatiques, les échantillons peuvent être effectués à l'aide d'un carottier, d'un troubleau, d'une nasse ou encore d'une benne selon la profondeur de l'eau. Le nombre d'espèces inventoriées dépend du nombre de prélèvements. Ce nombre de prélèvements correspond soit à plusieurs périodes de prospection ou à plusieurs faciès prospectés. Pour commencer, il faut identifier des faciès présents sur le site et choisir une ou plusieurs stations au hasard dans chacun de ces biotopes (ELLIOTT *et al.*, 1973 *in* FAGOT, 2001). Certaines espèces peuvent être rares, c'est pourquoi il est important d'échantillonner des grandes surfaces.
La présence de certaines espèces peut renseigner le gestionnaire sur des paramètres du milieu. La détermination est délicate car nécessite des compétences naturalistes particulières. Dans certains cas, la détermination spécifique n'est pas toujours nécessaire.

De nombreuses informations sont disponibles sur les invertébrés aquatiques sur le site internet de Benthos (voir page 218).

7A12.1. Brassage au troubleau

Le brassage de l'eau à l'aide d'un troubleau (fauchage de la végétation benthique) est utilisé pour la recherche des invertébrés aquatiques. La technique la plus efficace consiste à « troubler » c'est-à-dire à exécuter quelques mouvements de va et vient en tenant l'ouverture vers l'avant et assez près du fond sans cependant le racler. Il est recommandé de passer au même endroit au cours de la série de mouvements afin de pouvoir capturer les insectes qui, entraînés par le tourbillon, n'auraient pu pénétrer d'abord dans le filet. On amène ensuite le troubleau vers la berge en le maintenant un peu au-dessus de la surface de façon à laisser s'écouler la plus grande partie du liquide. On vide alors le contenu (riche en débris végétaux divers) sur un carré de toile de même tissu que la poche. L'ensemble continue à s'égoutter et il faut attendre un certain temps avant de voir apparaître la faune emprisonnée. Après brassage de l'eau, l'opération consiste à extraire les larves et les adultes qui sortiront peu à peu des débris végétaux et autres matières qui ont été prélevés. Certains insectes ne sortent qu'au bout de plusieurs minutes (parfois bien davantage) et il est donc utile de remuer les débris afin de favoriser leur découverte.
LIGONDES signale un petit « truc » qui aboutit, même sans filet, à faire de bonnes récoltes dans une mare ou un ruisseau à condition que les plantes aquatiques soient abondantes. Il suffit de couper une tige, d'environ 2 mètres, termi-

Utilisation d'un troubleau (D'après MARTINEZ)

née en fourche dont chaque branche mesure 15 cm. A cette fourche, enfoncée au milieu des herbes, on imprime un mouvement de rotation rapide. Les herbes s'enroulent autour du bâton, emprisonnant ainsi la faune qui se trouve au voisinage. Lorsque le paquet est assez gros il est déposé sur une toile et un mouvement inverse déroule les herbes qui libèrent les insectes retenus. On est parfois étonné de récolter aussi bien des insectes lents comme des Hydrophilidés ou des Népidés que de rapides nageurs comme des Dytiscidés ou des Notonectes (D'AGUILLAR, 1998).

7A12.2. IBGN (voir page 27)

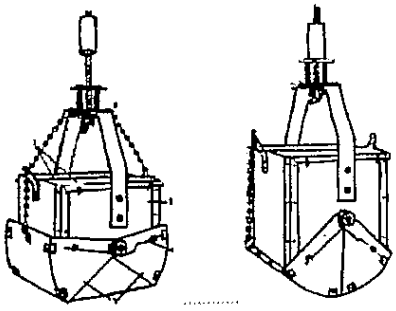
Il existe des méthodes normées pour l'étude des invertébrés aquatiques, en eau courante principalement, notamment celle des IBGN (Indice Biologique Global Normalisé). Cette méthode a un biais puisqu'elle permet de recenser seulement 70 % des effectifs.

☞ **Site internet à consulter :** http://www.invephemere.org

7A12.3. Prélèvements de sédiments

LES INVERTÉBRÉS AQUATIQUES PEUVENT ÊTRE ÉCHANTILLONNÉS DANS LES SÉDIMENTS À PARTIR DE MATÉRIEL SPÉCIFIQUE.

- LA BENNE (EKMAN-BIRGE, 1911-1922) permet de prélever le benthos sur une surface déterminée à l'aide de mâchoires dont la fermeture est automatique ou commandée à distance. Elle est utilisée dans le prélèvement du macrobenthos mais aussi pour le mésobenthos lorsque le nombre de prélèvements est limité. La surface de prélèvement est normalisée à 250 cm². L'analyse des résultats concerne la quantité et la densité des espèces benthiques.
- LE CAROTTIER (MOORE, 1939) est un tube permettant le découpage d'un échantillon (ou carotte) dans le sédiment. Il est conçu pour prélever une série d'échantillons. Le tube est remplacé par un autre avant la mise en eau suivante. Cet appareil est très efficace pour le mésobenthos. Le carottier peut pénétrer profondément dans la vase et assurer la prise correcte du sédiment. L'analyse des résultats concerne la quantité et la densité des espèces benthiques



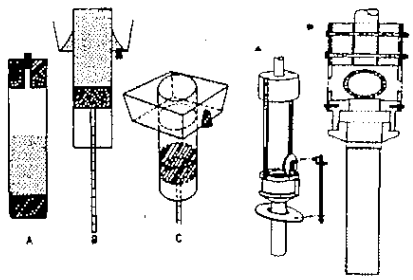
Benne d'Ekman-Brige (1911-22).

7A12.4. Pièges lumineux

Il existe aussi des pièges lumineux conçus pour le milieu aquatique. Les insectes y restent vivants et on peut les dénombrer. C'est intéressant pour caractériser un milieu aquatique de petite taille. Tout dépend de la turbidité de l'eau et de la végétation aquatique environnante.

7B. MESURER LES EFFECTIFS : INVENTAIRE QUANTITATIF

Les méthodes de comptage des populations d'invertébrés sont difficiles à mettre en œuvre (périodicité souvent élevée).



Modèles de carottiers

7B1 MESURE DE LA DENSITE ABSOLUE

Les comptages absolus sont difficiles à entreprendre pour les invertébrés. De petite taille ou difficiles à identifier sans capture, un comptage absolu n'est, dans la plupart des cas, pas possible sans la mise à mort d'un grand nombre d'individus, ce qui n'est pas concevable dans une réserve naturelle ou un autre espace naturel protégé. Il semble cependant que de tels comptages sont envisageables pour les Orthoptères (individus adultes) ou certains Lépidoptères (œufs).

7B1.1. Prélèvements absolus

Pour les Orthoptères, mais aussi pour d'autres ordres comme les Lépidoptères ou les Odonates, une technique consiste à prélever tout ce qui est possible sur le terrain ou sur un échantillon représentatif (à la main ou au filet à papillons). Il s'agit d'une méthode très destructrice qui n'est pas recommandée dans les réserves naturelles. De plus, elle ne permet pas une évaluation stable de la densité (DEFAUT B., *documents stage ATEN*). Les prélèvement absolus doivent être limités à des cas précis et réalisés avec des professionnels (recherche).

La RNN du Marais de Lavours réalise un suivi de Maculinea alcon alcon par transect. L'observateur compte les œufs sur la Gentiane pneumonante

7B1.2. Méthode Luquet et Du Merle (Orthoptères)

D'après les éléments repris à partir du document de PUISSANT (1999), selon LUQUET et DU MERLE (1978), une méthode consiste à parcourir la station en tous sens de façon à pouvoir attribuer une « note » à chaque espèce d'Orthoptère, déterminée par la combinaison de deux méthodes d'estimation :

- observation visuelle d'une part
- étude acoustique d'autre part.

Cette technique ne peut être utilisée que lorsque les Orthoptères sont en pleine activité.

L'observateur attribue ensuite des coefficients de densité :

+ : 1 à 5 individus dans la station : espèce très rare
1 : 5 à 10
3 : environ 1 /10 m²
6 : environ 35 / 10 m² - espèce banale
8 : environ 70 / 10 m² - espèce très commune
10 : environ 100 / 10 m² - début de pullulation
12 : environ 150/10 m² - pullulation marquée
15 : environ 250/10 m² : pullulation extrême

7B1.3. Comptage des œufs (Lépidoptères)

Cette méthode est utilisée pour les Lépidoptères. La technique du comptage des œufs se prête bien pour le *Maculinea Alcon* (GREFF, 1998). Les œufs sont blancs et bien visibles, placés sur les corolles, les sépales ou les feuilles de *Gentiana pneumonanthe* ou exceptionnellement de *G. cruciata*. Le comptage exhaustif n'est réalisable que dans le cas de petites populations de Gentianes (populations évaluées à moins d'une centaine de pieds). Dans le cas de populations plus importantes (la majorité des cas), il faut alors effectuer un comptage exhaustif dans de petites zones bien délimitées, ou calculer une moyenne d'œufs par pied par échantillonnage aléatoire des pieds de gentianes (compter les œufs sur au moins trente pieds). Il est préférable d'effectuer les comptages d'œufs une fois le pic de ponte passé.

7B1.4. Capture-marquage-recapture

La méthode la plus satisfaisante pour estimer la taille d'une population d'insectes est basée sur les techniques de capture-marquage-recapture qui nécessitent de marquer les individus (des tâches de peinture sont par exemple réalisées sur le pronotum des Orthoptères). Elles sont utilisées principalement pour certains ordres : Lépidoptères, Odonates, Orthoptères.

Pour information : Une méthode à proscrire dans les espaces naturels :
La technique des carrés de ramassage et les enceintes à ciel ouvert (BOLOGH, 1956) consiste à effectuer un comptage à vue sur une superficie déterminée. La surface est délimitée sur une aire prise au hasard. Les récolteurs partent du bord pour aller vers le centre en coupant et récoltant toute la végétation. Un second passage consiste à soulever les pierres et examiner les touffes d'herbe restantes. Les pertes par fuite sont évitées par des collecteurs situés aux abords. Cette technique s'applique pour les invertébrés de taille moyenne (Coléoptères, Hémiptères, Lépidoptères, ...). C'est une méthode simple d'application mais qui demande une main d'œuvre importante (12 récolteurs pour 25 m²). De plus, elle ne permet d'étudier que des espèces peu mobiles.

7B2 MESURE DE LA DENSITE RELATIVE

Le dénombrement des invertébrés est, dans la plupart des cas, réalisé à l'aide de méthodes relatives, le long d'un transect ou dans des carrés de référence, selon une durée ou un parcours déterminé à l'avance.

7B2.1. Indice linéaire d'abondance (Orthoptères)

Succinctement, l'indice linéaire d'abondance (ILA) (VOISIN, 1986) consiste à effectuer différents trajets de 10 m établis de façon à ne pas être trop près les uns des autres. Ces trajets ne se recoupent pas. La distance où l'observateur compte ce qui s'enfuit devant ses pas est estimée à l'aide d'une corde munie de nœuds qu'il laisse filer dans sa main. L'ILA est une méthode relative avec laquelle on obtient des mesures approximatives, et avec laquelle on ne connaît pas le degré de précision. Son intérêt réside dans sa légèreté tout en permettant, avec un degré de précision satisfaisant, d'évaluer les variations de densité d'un peuplement. PUISSANT *et al.*, (1998) signalent préférer ce type de prospection au biocénomètre (voir page suivante).

7B2.2. Indice horaire d'abondance

Cette technique qui nécessite un comptage à vue peut être utilisée pour plusieurs groupes, mais est davantage adaptée aux Orthoptères qui se déplacent relativement peu, comparés à des insectes volants comme les Lépidoptères. Les comptages à vue peuvent être effectués par déplacements libres dans la station

A consulter

VOISIN J.-F., 1986. Une méthode simple pour caractériser l'abondance des Orthoptères en milieu ouvert. *L'entomologiste* 42 (2) : 113-119.

avec identification à vue immédiate. D'après les éléments repris à partir du document de PUISSANT (1999), DEFAUT évalue l'abondance des Orthoptères dans une station par comptage à vue pendant 1/2 heure à trois quarts d'heure de déplacement et obtient un indice horaire d'abondance. Cette méthode a été développée par VOISIN (1980).

7B2.3. Echantillonnage par coup de filet (Orthoptères)

Il est également possible d'utiliser la technique de prélèvement au filet fauchoir (uniquement dans les milieux herbacés) et de ramener les effectifs à une densité moyenne par coup de filet (DEFAUT B., *documents stage ATEN*). On peut, par plusieurs passages au filet fauchoir séparés par une minute d'intervalle et entrepris le long du même transect, estimer la population totale de ce transect à partir des captures successives.

7B2.4. Méthode « Butterfly monitoring » (Lépidoptères)

La technique développée par les anglais (Butterfly monitoring) a été adaptée au suivi des populations de papillons dans les réserves naturelles. Il s'agit davantage d'une méthode de suivi (voir page 237) que d'une méthode de comptage, mais les données recueillies peuvent fournir des tendances d'évolution des effectifs et des informations sur les espèces les plus abondantes. Elle founit un indice d'abondance.

7B2.5. Mesure de densité au biocénomètre (invertébrés en milieu herbacé)

Avec un biocénomètre on obtient directement des densités. Le prélèvement consiste à recourir à la technique d'échantillonnage par emprisonnement en utilisant soit une enceinte avec toile, correspondant à un biocénomètre classique, soit une enceinte à ciel ouvert (cadre à Orthoptères par exemple). Le cadre de 1 m² se jette devant soi en ayant soin de le mettre face au soleil, entre une et cinq fois (3 m²). L'observateur détermine à vue les espèces qui sortent de ce cadre. On obtient une densité au m². Mais il s'agit d'une méthode lourde nécessitant beaucoup de personnel et de temps, et qui plus est, peu précise en ce qui concerne les espèces rares. Elle est donc difficilement utilisable dans les réserves. Selon GUEGUEN (1976), l'efficacité de l'échantillonnage est optimale pour les juvéniles d'Orthoptères par temps sec et chaud alors que pour les adultes un temps couvert est préférable. Elle est aussi maximale lorsque la végétation est rase mais diminue lorsque celle-ci devient haute et dense. La récupération des individus se fait soit par aspiration (aspirateur à bouche, voir Fiche méthode n°7.7) soit le plus souvent en faisant sauter l'insecte dans un tube à essai (PUISSANT, 1999). Selon DEFAUT (*documents stage ATEN*), la courbe se stabilise au bout de 25 à 30 jetés pour une précision de 10 individus pour une densité de 300 individus.

7C. CARACTERISER LES POPULATIONS

La plupart du temps, les données recueillies sur les invertébrés concernent leur présence, leur abondance et leur localisation. Des études plus poussées (succès de reproduction, sex-ratio, biologie...) sont difficiles à mettre en œuvre au sein d'une réserve naturelle car elles nécessitent de travailler avec des professionnels. Il existe peu de méthodes pour caractériser la structure d'une population. Une méthode développée par Bernard DEFAUT, la méthode synusiale, permet de caractériser les populations d'Orthoptères en utilisant des méthodes identiques à celles développées pour les habitats naturels. Elle nécessite cependant la présence d'un spécialiste.

7C1 STATUT BIOLOGIQUE ET SUCCES DE REPRODUCTION

Selon DEFAUT, la présence d'un juvénile indique que l'espèce est indigène et se reproduit dans la station. L'étude du succès de la reproduction nécessitera donc de distinguer les stades juvéniles des stades adultes. Ce n'est pas forcément évident pour le gestionnaire.
Pour DOMMANGET (*com. pers.*), la présence de larves sur un site est une preuve de reproduction. Des observations d'accouplement ou de ponte des œufs sont aussi

A consulter

Pour en savoir plus le gestionnaire pourra consulter le protocole adapté pour les réserves naturelles (RNF, DEMERGES, 2002).

Mesure de la fréquence
Elle est représentée par la formule f = 100 s/N où s est le nombre de stations où on a rencontré l'espèce étudiée et N le nombre total de stations prospectées pour la zone considérée. Cette fréquence est d'autant plus élevée que l'espèce est commune. D'un maniement très simple, elle permet d'aboutir aux mêmes conclusions que l'abondance (Indice Linéaire d'Abondance). Cependant, en réalisant un rapprochement entre l'abondance représentée par les ILA et la fréquence exprimée selon la formule précédente, il en ressort quelques nuances qui permettent d'affiner l'analyse que l'on peut avoir pour une espèce en particulier.

DEFAUT (1994) souligne le problème d'indigénat des Orthoptères : les espèces que l'on rencontre dans une station n'y sont pas forcément reproducteurs. Il considère trois possibilités :
- *l'espèce se reproduit dans la station : elle y est alors indigène.*
- *ou bien l'espèce ne se reproduit pas dans la station, mais y est représentée tous les ans, à un stade phénologique ou à un autre (généralement le stade adulte) ; les individus en cause sont des visiteurs réguliers.*
- *ou bien l'espèce n'est représentée que de temps à autres, pas tous les ans ; les individus concernés sont alors des visiteurs accidentels.*

Indices de reproduction :
- *Possible : Imagos morts ou vivants à proximité d'un habitat potentiellement favorable à l'espèce.*
- *Probable : Présence de pontes, d'adultes présentant des comportements de reproduction : tandems, accouplements, mâles territoriaux ou comportement d'appétence sexuelle.*
- *Certaine : Présence de nymphes, de larves, d'imagos mort dans une espèce de plante, traces liées à la nymphose, à la ponte ou au développement larvaire, traces liées à l'activité des imagos (pour les phytophages notamment). Présence d'individus fraîchement éclos et/ou d'émergences, présence d'exuvies pour les Odonates.*

Sources : J.-L. DOMMANGET et P. DUPONT (Com. pers.).

des indices de reproduction.
Pour caractériser et comparer la faune odonatologique des milieux aquatiques, une méthode est proposée par SCHMIDT (1985) : « Representative Spectrum of Odonata species » (R.S.O.). Cette méthode consiste à réaliser un inventaire des espèces et à les classer en différents groupes selon leur abondance et leur statut biologique.

7C2 LIEN AVEC L'HABITAT

La plupart des espèces sont inféodées à un habitat particulier et les données peuvent être obtenues par la littérature. Certaines espèces sont liées à des espèces végétales (phytophages).
Les méthodes de relevés le long de transects permettent d'associer les espèces aux habitats traversés (notamment lorsque le transect est divisé en tronçons correspondants aux changements de végétation.

7C3 BIOMASSE

Des mesures de biomasse peuvent être effectuées pour les invertébrés. Mais de telles méthodes doivent répondre à ces objectifs particuliers et être engagées en partenariat avec des laboratoires de recherche.

7D. EVALUER LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS

L'objectif principal du suivi est d'enregistrer les changements d'abondance des espèces et d'évaluer les colonisations ou les extinctions de populations. Les résultats de ces suivis, associés aux opérations de gestion, permettent d'en évaluer l'impact.
Le suivi est réalisé en répétant dans le temps (fréquence annuelle) les techniques d'inventaire (voir chapitre 7A). Si le gestionnaire souhaite obtenir un degré de variation en fonction des types de milieux prospectés, il est souhaitable de traiter les captures de chaque piège séparément.

Pour évaluer l'impact des opérations de pâturage sur les Orthoptères, le gestionnaire pourra consulter les références suivantes :
- *article de Laurent TATIN et Thierry DUTOIT dans le n°116 de la revue Insectes (2000 (1)) : Le cheval de Przewalski et les Orthoptères du Causse Méjean (Lozère) : 7-9.*
- *Voir aussi PUISSANT S., 1999. Les Orthoptères comme indicateurs de l'état de santé des milieux.*

7D1 SUIVI DE POPULATION

La surveillance des populations peut être effectuée en réalisant des comptages annuels, le long de transects par exemple (Odonates, Lépidoptères...). Ainsi le suivi des fluctuations et changements de la plupart des populations durant plusieurs années permet d'estimer la diversité locale en espèces. Si des opérations de gestion sont suivies en même temps, il est possible de faire une estimation rapide des changements qui sont favorables ou défavorables aux populations.

Synthèse des suivis proposés pour les papillons en Rhône-Alpes

Espèces	Transect	Autres méthodes
Euphydryas aurinia aurinia	Oui	Essai de comptage des nids de chenille.
Boloria aquilonaris	Oui, réalisé par un spécialiste.	Espèce nécessitant une capture par un spécialiste en cas de problème d'identification.
Coenonympha tullia	Oui	-
Lycaena dispar	Oui	-
Lycaena helle	Oui	-
Maculinea alcon alcon	Oui (nécessité de spécialiste si présence de plusieurs *Maculinea* sur un même site)	Comptage des œufs.
Macullinea telejus	Oui (nécessité de spécialiste si présence de *Maculinea alcon alcon*)	-
Maculinea nausithous	Oui	-

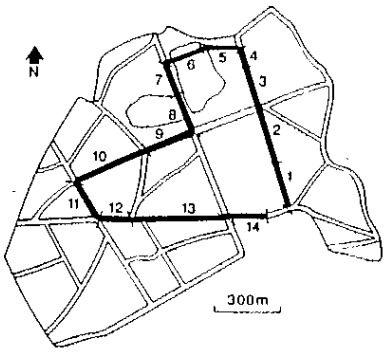
Source : GREFF (1998)

En ayant une ou deux générations par an, les populations de papillons réagissent rapidement aux changements de leur environnement. Un changement de climat peut altérer rapidement le nombre de générations par saison et changer la distribution des espèces. Les demandes écologiques de la plupart des espèces sont bien connues.
Les papillons de nuit représentent la majeure partie de l'ordre des Lépidoptères et, de ce fait, il peut être intéressant de les suivre.

Plusieurs méthodes de suivi des papillons de jour sont préconisées par GREFF *et al.* (1998). Il s'agit principalement de la méthode des transects, mais selon les espèces, des comptages de nids de chenilles ou encore d'œufs sont possibles. Le tableau page ci-contre résume la situation pour quelques espèces.

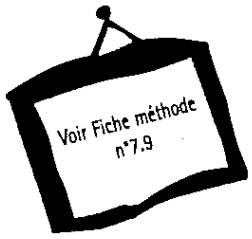
7D1.1. Les transects (Lépidoptères, Odonates)

La méthode dite « Butterfly monitoring » est la plus largement utilisée pour le suivi des papillons de jour. Son but est de procurer des informations sur les changements d'abondance. Un trajet est parcouru à intervalles de temps réguliers au cours de la période de vol des papillons. Ceux-ci sont systématiquement comptés dans une bande d'observation de cinq mètres de part et d'autres du trajet. Sur une saison, ces comptages permettent de voir quand se situent les pics d'abondance des espèces. Par comparaison entre plusieurs années, il est possible d'analyser les variations de population. Celles-ci peuvent alors être mises en relation avec la gestion du milieu.
Il est aussi possible de compter annuellement les chenilles ou les œufs de papillons le long d'un transect.



Protocole d'échantillonnage des papillons par la méthode du Butterfly Monitoring

<u>Comparaison de deux méthodes de suivi des papillons de jour</u>
Le suivi des papillons par la méthode du Butterfly monitoring (transect) est connue pour être moins efficace que la technique de capture-marquage-recapture. Cependant, la méthode du transect peut se révéler plus robuste que les captures-recaptures si l'objectif principal du gestionnaire est d'estimer les évolutions des tailles de population plutôt que d'obtenir un effectif absolu de la population. Le choix de la méthode dépend donc des objectifs à atteindre.
La méthode du Butterfly monitoring peut être privilégiée parce que :
- Les enregistrements le long de transect demandent moins de connaissances sur le comportement des individus et sur la structure des populations.
- Il n'y a pas de manipulations des papillons, lesquelles ont un effet sur leur comportement.
- De plus, le transect peut être utilisé quand la population est large, avec des centaines ou des milliers d'individus, ou pour des papillons qui sont très difficiles à capturer.
- Avec les méthodes de capture il est impossible, dans certains cas, de marquer suffisamment d'individus pour s'assurer d'un nombre adéquat de recaptures.



Dans le même ordre d'idée, mais pour le suivi de l'évolution des milieux aquatiques, la méthode de suivi « Hydrophytes et Odonates » de Réserves Naturelles de France a été développé par le groupe des réserves fluviales (une quinzaine de réserves naturelles à ce jour).

A consulter

Méthode de suivi de la dynamique fluviale par le biais des hydrophytes et des Odonates (Groupe de travail RN fluviales de la Commission scientifique de RNF).

7D1.2. Réplication des techniques de piégeage

Le piégeage peut être réalisé de façon parfaitement identique d'un site à l'autre et renouvelable à l'identique dans le temps, en exerçant une pression constante. Pour rendre comparables les échantillons de différents sites entre eux, il sera important de fixer une taille et une forme pour le piège.
L'étude des Coléoptères peut être réalisée à partir de différentes techniques (recherche ciblée, piégeage) mais le suivi des Coléoptères est principalement réalisé à partir des méthodes de piégeage au sol. Les pièges les plus communément utilisés pour le suivi des Coléoptères sont des pots-pièges, recommandés car ils sont de faible coût. Les pièges Barber sont les plus utilisés dans les réserves naturelles. Pour avoir un échantillon représentatif et des résul-

Le choix de ces deux groupes est justifié, d'une part pour les Odonates en tant que groupe facilement identifiable sur le terrain et utilisable comme bio-indicateur de qualité des zones humides, et d'autre part, les macrophytes aquatiques sont associés à des indices pour estimer la qualité des cours d'eau français.

tats comparables quantitativement, il est préférable d'utiliser beaucoup de pots-pièges placés de façon systématique, par exemple deux lignes transect avec dix pots pour chacun.

Il est à signaler que lorsque les papillons sont suivis à une altitude élevée, il est recommandé que les papillons diurnes soient enregistrés simultanément.

7D2 SUIVI D'ESPECES

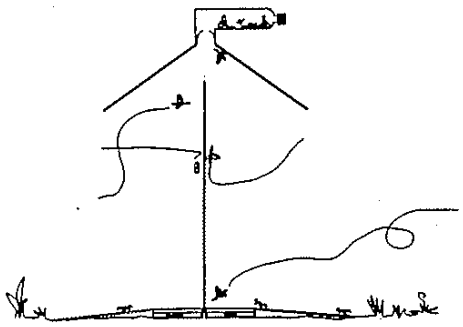
DUPONT et LUMARET (1997) recommandent dans un rapport réalisé pour le compte du Ministère de l'Environnement, de suivre certaines espèces protégées ou menacées en France (voir tableau suivant).

Invertébrés dont le suivi des populations est recommandé.	
Mollusques	*Helix pomatia* ; *Margaritifera auricularia* et *Margaritifera margaritifera* (s'assurer de la présence sur les sites de jeunes individus).
Odonates	*Boyeria irene* ; *Gomphus graslini* ; *Cordulegaster bidentata* ; *Epitheca bimaculata* ; *Macromia splendens* ; *Somatochlora alpestris* ; *Somatochlora arctica* ; *Leucorrhinia albifrons* ; *Leucorrhinia caudalis* ; *Sympetrum pedemontanum* ; *Trithemis annulata*
Orthoptères	*Prionotropis hystrix rhodanica* ; *Prionotropis hystix ssp azami*
Coléoptères	*Carabus auratus ssp honnorati* ; *Chrysocarabus ssp. Cupreonitens* ; *Chrysocarabus auronitens ssp. Subfestivus* ; *Dytiscus latissimus* ; *Graphoderes bilineatus* ; *Osmoderma eremita* ; *Rosalia alpina* ; *Limoniscus violaceus*
Lépidoptères	*Papilio alexanor* ; *Papilio hospiton* ; *Parnassius mnemosyne* ; *Parnassius phoebus* ; *Zerynthia polyxena* ; *Zerynthia rumina* ; *Colias palaeno* ; *Pieris ergane* ; *Euploea euphon* ; *Lycaena helle Maculinea rebeli*
Hyménoptères	Fourmis du groupe *Formica*

Source : DUPONT et LUMARET (1997).

Les techniques de capture-marquage-recapture peuvent être utilisées pour le suivi des individus. Elles fournissent des données précises mais sont difficiles à mettre en œuvre par le gestionnaire car elles requièrent beaucoup trop de temps et de travail, et doivent être réservées au suivi d'espèces patrimoniales. Elles nécessitent le marquage des individus.

Le marquage des papillons :
Après capture, les papillons sont marqués, habituellement avec un peu de peinture ou marqueur coloré, éventuellement au feutre indélébile (le solvant des feutres de marque Staedler et Stabilo n'ont pas d'effet anesthésiant sur les papillons) sur la face inférieure (GREFF et al., 1998). Le marquage individualise toutes les captures (individus numérotés) ou seulement la séance de marquage (tous les papillons capturés le même jour sont marqués de la même façon). Dans ce dernier cas on peut utiliser des combinaisons de couleur et de nombre de points. Par exemple, une couleur différente pour chaque semaine, et un point pour la première séance de la semaine, deux points pour la seconde, etc... Toutes ces individualisations doivent être reportées sur des fiches de terrain préparées à l'avance.
Il se peut que les marquages affectent le comportement et ainsi la chance de recapture, comme cela a été trouvé pour quelques papillons (Singer et Wedlake, 1989 ; Morton, 1984).



Piège Enthomologique Composite

Fiche méthode n°7.1

Inventaire et suivi des invertébrés

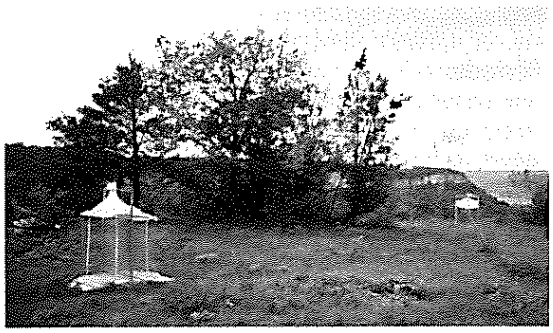
Le piège entomologique Composite (P.E.C.)

➠ Principe de la méthode

Cette technique de capture de la faune terrestre et volante permet de récolter une vaste gamme d'insectes et de caractériser les populations d'invertébrés. Elle permet d'envisager des études écologiques détaillées dans la très grande majorité des systèmes terrestres.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage
Les captures dans le piège composite sont obtenues selon quatre modes d'interception qui sont illustrées dans la figure ci-contre.
L'orientation du P.E.C. et son emplacement, sur une placette telle qu'une pelouse sèche à structure végétale homogène, n'ont pas d'importance.
Une opération de piégeage de 24 heures semble suffisant. Un piégeage de 48 heures n'apporte pas, proportionnellement, plus de résultats qualitatifs.



D. LANGLOIS

Disposition des pièges entomologiques composites dans la RNN du Ravin de Valbois

Après avoir recueillis les individus, un premier tri de la récolte est effectué. Les échantillons peuvent être envoyés à des spécialistes pour détermination.

Matériel
Il est possible de fabriquer soi-même le piège. Deux variantes existent : à poser et à suspendre.
Matériaux :
- les toiles
- le flacon de récolte
- l'armature des pièges
- les bacs
- peinture jaune des bacs à eau

☞ Pour les conseils techniques sur ces pièges se référer à ROBERT (1992).

Avantages et inconvénients

Avantages
- Bon compromis entre les exigences scientifiques (fiabilité des résultats, etc.) et les impératifs pratiques (coût de fabrication, solidité, poids, etc.).
- Ce piège est très efficace et permet de recueillir en 24 heures suffisamment d'informations pour caractériser les communautés d'invertébrés épigés circulant dans autant de strates et/ou faciès que l'on peut utiliser de pièges.

Inconvénients
La détermination de l'entomofaune est un travail très pointu qui nécessite de faire appel à des spécialistes si l'on recherche une précision au niveau des espèces. Malheureusement ces personnes sont rares et seront de plus en plus rarissimes.

Type de données recueillies

Les données recueillies correspondent à des listes de familles ou d'espèces sur des stations correspondant à des conditions environnementales particulières : nature du sol, habitats, exposition, etc... Elles permettent ainsi de caractériser le milieu.

La méthode permet d'obtenir des données comparables, et ceci dans une grande diversité de situations spatiales et temporelles, pour un suivi à long terme de la dynamique des populations. Les données recueillies sur de longues périodes permettent d'obtenir des courbes de présence des espèces (ou de familles), permettant de mesurer les effets de l'évolution du milieu ou encore d'une opération de gestion.

Remarque
La climatologie joue un rôle important dans les résultats du piégeage. Un très fort ensoleillement accroît la quantité d'individus récoltés sans pour autant augmenter de manière significative leur diversité.

🕮 Pour en savoir plus

ROBERT (1992).
RNN Ravin de Valbois.

Fiche méthode n°7.2

Inventaire et suivi des Lépidoptères

Capture par pièges lumineux

➠ Principe de la méthode

Ce piège fonctionne la nuit et utilise la lumière pour attirer les insectes nocturnes qui y sont sensibles. Il s'agit par exemple, de papillons de nuit (dont des membres de la famille des Noctuidés mais aussi Hepatoidea, Cossoidea, Drepanoidea, Geometroidea, Bombicoidea, Shingoidea), d'insectes aquatiques et de Coléoptères.

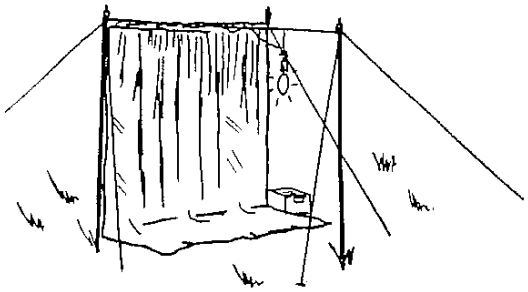
➠ Comment procéder ?

Echantillonnage
Ces pièges exercent une attraction assez forte dans un rayon assez faible (quelques dizaines voire centaines de mètres). L'exposition du piège lumineux est importante. Prendre soin d'installer le piège loin des autres sources de lumière, de préférence dans un endroit dégagé (un marais, une lisière de forêt, une clairière, un sommet ...) où poussent plusieurs espèces de plantes.

Méthode
L'observateur installe le piège en laissant traîner une partie du drap au sol (une bande d'environ 30 cm suffit). Ceci permettra de repérer facilement les insectes volants qui tombent par terre après avoir frappé le drap. Le chasseur doit récolter lui-même ses prises, car le piège n'emprisonne pas les insectes.
Une autre alternative consiste à chasser la nuit près des lampadaires, dans un terrain de stationnement à proximité d'un mur de couleur claire, par exemple.

Matériel
L'amateur peut fabriquer un excellent piège lumineux de la façon suivante : tendre verticalement entre deux bâtons (ou des piquets de tentes de camping) ou entre deux arbres une surface blanche, par exemple un grand drap blanc que l'on éclaire avec une forte lampe de camping ou à l'aide d'une ampoule électrique puissante (100 watts ou plus...).
Plus l'éclairage sera puissant, plus le système sera efficace. Un fanal de camping au gaz convient très bien. Certains utilisent l'énergie d'une petite génératrice à essence ou d'une batterie de moto ou d'auto pour allumer une ampoule (de 100 à 250 watts) munie d'un réflecteur ou encore un tube fluorescent de 15 watts émettant de la lumière ultraviolette (les ultra-violets sont très attirants pour beaucoup d'insectes). Les lampes à vapeur de mercure (émettant des rayons ultra-violets) sont plus efficaces que les lumières blanches (MARTINEZ, 1983).

Il existe des systèmes en forme de nasses ou de cônes donnant accès à un récipient collecteur (MARTINEZ, 1983). Le piège est alors constitué d'une lampe, d'un collecteur en entonnoir relié à une fiole de capture, et éventuellement d'une enceinte pour retenir à proximité de la source les animaux attirés, ainsi que d'un auvent contre la pluie. Toutefois, il existe de nombreuses variantes de ces pièges qui n'ont pas le même rendement en qualité et en quantité.



Piège lumineux

Période
Une longue période de piégeage permet de repérer des émergences de nymphose et le remplacement dans le même habitat d'une espèce par une autre, plus tardive. Même si les pièges lumineux sont efficaces tant qu'il fait sombre, c'est entre la tombée de la nuit et minuit que davantage de captures se feront.

Condition de réalisation
Les pièges lumineux ont un mauvais rendement en période de vent ou de pleine lune. Ce piège donne de meilleurs résultats lors des nuits chaudes et humides, sans lune et sans vent, ou par temps couvert.

Le rendement d'un piège lumineux dépend de nombreux facteurs :
– le stimulus attractif (nature de la lumière).
– le dispositif de capture.
– le lieu d'implantation du piège.
– les conditions météorologiques.
– la saison.

🕮 Pour en savoir plus
DOMMANGET J.-L, 1991. MARTINEZ, 1983

Fiche méthode n°7.3

Inventaire des Lépidoptères

Capture par appât : La miellée

➠ Principe de la méthode

La chasse à la miellée consiste à étendre une substance sucrée sur des supports (le plus souvent des troncs d'arbres) pour attirer les insectes, et plus particulièrement les papillons.
Le principe de base de cette méthode de capture est d'offrir une source de nourriture attrayante aux papillons, qui tirent leur énergie des sucres contenus dans leurs aliments. La miellée est donc un appât.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage
Repérer à l'avance l'endroit où l'on peut chasser. Choisir de préférence plusieurs gros arbres assez rapprochés en privilégiant ceux qui sont en lisière de forêt. Favoriser les arbres à écorce rugueuse pour bien retenir le mélange.

Méthode
Badigeonner la miellée sur les arbres, environ à hauteur de poitrine. Appliquer le mélange avec un pinceau plat, de façon à couvrir un rectangle d'environ 30 cm x 20 cm ou encore à encercler le tronc d'un anneau de 15 à 20 cm de haut. Il est préférable de mettre la miellée du côté de l'arbre le moins exposé au vent et le moins éclairé. Donner aussi quelques coups de pinceau sur le feuillage, certaines espèces préférant s'alimenter sur cette partie de l'arbre. Il ne sert à rien de mettre une couche très généreuse de mélange.
La capture se pratique de nuit. Pour capturer les individus, il suffit de le toucher délicatement. Il lâchera prise pour tomber dans le filet ou dans un pot.

Matériel
Préparer la miellée à partir des ingrédients suggérés dans l'encadré. Il n'existe pas de recette magique. On y trouve toujours du sucre, sous une forme ou une autre, et souvent un peu d'alcool servant à engourdir les réflexes des papillons pour faciliter leur capture. Les entomologistes ont aussi remarqué que les papillons semblent préférer les produits naturels aux produits artificiels. Pour s'éclairer, une lampe frontale est idéale car elle permet de garder les mains libres.

Période
La chasse à la miellée est pratiquée surtout tôt au printemps, jusqu'à la mi-mai, puis à partir de la mi-juillet jusqu'à l'automne. Les papillons (au stade adulte) sont plus abondants durant ces périodes.
La miellée doit être appliquée le jour même de la capture, au moment où le soleil se couche.
Choisir de préférence une nuit sans lune ou nuageuse, sans pluie, peu venteuse et pas trop froide.

Recommandations
Marcher le plus silencieusement possible en utilisant le minimum d'éclairage pour se déplacer vers les arbres choisis.
Même si elle peut attirer des papillons durant quelques jours, la miellée n'est vraiment efficace que la première nuit. Il faut donc appliquer une deuxième couche si on souhaite prolonger l'activité le lendemain.

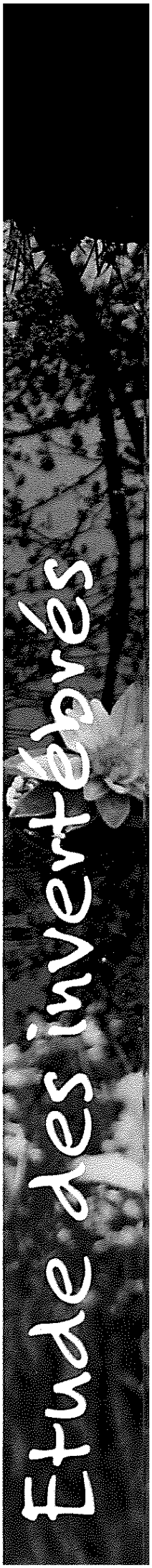
➠ Avantages et inconvénients

Avec cette technique il faut se préparer à une chasse sportive, car les papillons peuvent s'enfuir si on les effraie ou si on n'agit pas assez vite.

➠ Type de données recueillies

Les prises sont constituées surtout de papillons de nuit (particulièrement les membres de la famille des Noctuidés), mais parfois aussi de Coléoptères.
Certaines espèces de papillons nocturnes, peu attirés par la lumière, sont très difficiles à capturer autrement qu'avec la miellée.

Les ingrédients de la miellée :
L'important est d'obtenir une miellée qui ne soit pas trop liquide. Pour aller au plus simple, on peut utiliser uniquement de la mélasse. C'est la méthode la plus ancienne et elle a fait ses preuves. La mélasse permet à la miellée de bien adhérer à l'écorce des arbres. La plupart des amateurs préfèrent combiner quelques uns des ingrédients suivants : de la cassonade (sucre brun), du sucre blanc, de la mélasse, du miel, des bananes très mûres, des pommes pourries ou des jus de fruit. Ils ajoutent un peu d'alcool, le plus souvent du rhum ou de la bière. Faire chauffer le mélange choisi (sans alcool) jusqu'à ébulition, puis laisser mijoter à feu doux une quinzaine de minutes. Une fois prête, la miellée doit avoir la consistance d'une pâte semi-liquide. Laisser-la refroidir et ajouter de l'alcool. Conserver au réfrigérateur dans des contenants étanches. Ajouter un peu d'eau pour diluer le mélange si le produit devient trop concentré avec le temps.



Fiche méthode n°7.4

Inventaire et suivi des Odonates

Capture au filet

Comment procéder ?

Echantillonnage

Les Odonates étant liés aux milieux aquatiques, c'est donc dans ces milieux qu'il faudra diriger les recherches. Les étangs et les marais sont le domaine de prédilection des libellules, surtout lorsqu'ils sont peu profonds, entourés de larges ceintures de plantes semi-aquatiques comme les scirpes, roseaux... et dont les eaux sont encombrées d'une riche végétation. Les étangs situés en forêt ont une faune généralement plus pauvre. Les eaux courantes sont moins riches que les eaux stagnantes.

Méthode

La capture des adultes est réalisée à vue à l'aide d'un filet à papillons.

Généralement l'observation ou la capture des Zygoptères est aisée, ces insectes sont, en effet, posés le plus souvent sur des plantes basses, leur vol est peu soutenu et de courte durée. Il est alors facile, avec le filet, de faucher les plantes sur lesquelles ils se tiennent ou de les attraper au vol. Les Anisoptères sont bien plus difficiles à capturer car ils sont très vifs et leur vol est puissant et soutenu. Les Gomphidae se posent à plat sur le sol des chemins, les bancs de sable ou de gravier, sur les pierres ou les rochers bordant les ruisseaux ou les rivières. Les Aeshnidae sont les plus difficiles à observer et à capturer car ces insectes se laissent difficilement approcher. Ils passent la plus grande partie de leur période d'activité à se déplacer, volant au-dessus de l'eau, des roselières, des prairies ou des chemins sans se poser.
Source : DOMMANGET (1989)

Tant que possible, les individus devront être relâchés. Mais s'ils doivent être capturés pour être conservés, chaque individu doit être renseigné et mis vivant, ailes dressées et jointes, dans une papillote que l'on place dans une boîte rigide.

Matériel

Matériel nécessaire sur le terrain :
- Un filet à papillon (cercle 30 cm) doté d'un manche rigide assez court (1 m 30 environ) convient parfaitement.
- Des enveloppes (papillotes) en papier cristal ou autre, que l'on peut confectionner soi-même.
- Une pince souple peut être utile dans certains cas ainsi qu'une feuille de papier et un crayon.
- Une paire de jumelles est utile lorsque l'on est bien familiarisé avec ce groupe d'insectes.

Période

Les périodes d'envol varient en fonction de la situation du milieu ou en fonction des conditions climatiques. La phénologie des espèces sur le site est définie lors d'un premier inventaire.

Conditions de réalisation

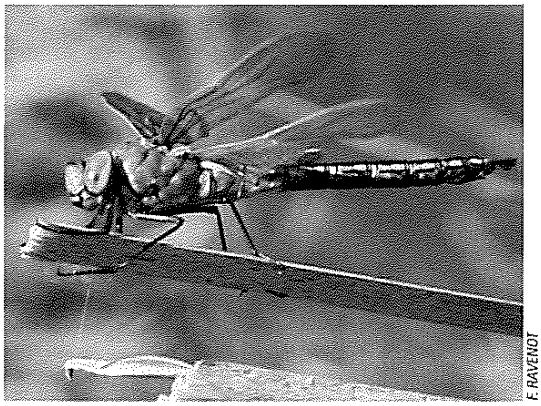
L'observation des Odonates se fait impérativement quand les conditions climatiques sont favorables à l'activité des imagos : une température assez élevée (+ 20° C), un ciel dégagé et ensoleillé, un vent faible ou nul représentant le temps idéal. Les adultes volent de 8h00 à 17h00 GMT avec parfois un ralentissement de l'activité aux heures très chaudes de la journée. Cependant certaines espèces volent encore au crépuscule et même au début de la nuit comme *Boyeria irene* ou *Aeshna mixta* (DOMMANGET, 1981).

Types de données recueillies

Les différentes captures permettent d'établir la liste des espèces présentes sur le site étudié, et éventuellement d'en déterminer l'abondance si les captures sont effectuées sur un parcours ou dans un temps déterminé. Répétées dans le temps, les données fournissent des tendances d'évolution des espèces.

Pour en savoir plus

CORBET (1999) ; DOMMANGET (1981, 1997).


F. RAVENOT

Fiche méthode n°7.5

Inventaire et suivi des Coléoptères

Les pièges à fosse (type Barber, C.S.R., ...)

Principe de la méthode

Il s'agit essentiellement d'un contenant enfoncé dans le sol : gobelets enterrés, éventuellement remplis de liquide qui permettent de recueillir les Arthropodes épigés mobiles qui circulent au sol et sont pris au piège, comme dans une fosse, en tombant. Ils servent particulièrement à l'inventaire et au suivi des Coléoptères (les Carabidés par exemple) mais on y trouve également des fourmis, des collemboles et des larves diverses.

Comment procéder ?

Echantillonnage

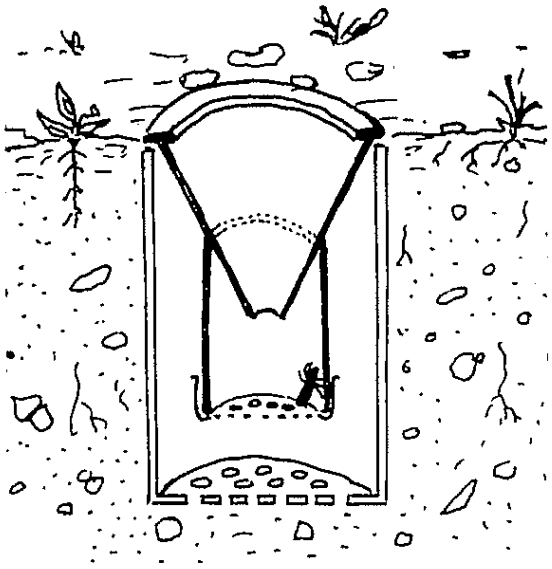
Pour que l'inventaire soit représentatif, il est nécessaire de répéter les unités de piégeage. Les réplicats peuvent être disposés de façon régulière :
- grilles à maille carrée ou hexagonale (1 piège à chaque sommet),
- transects linéaires d'une dizaine de pièges (pièges à intervalles),
- groupes : 1 triangle ou carré de piège par parcelle.

La disposition peut être irrégulière : les pièges sont placés à proximité d'éléments remarquables de l'environnement, considérés comme des micro-habitats privilégiés pour les insectes étudiés.
Pour que le cumul des échantillons apportent une information, il est nécessaire que les pièges soient indépendants. Au-delà d'un seuil de densité de pièges, on observe des interactions entre pièges et une perte d'efficacité par piège. BOUGET (2002) signale qu'au-delà de 10 m de distance, deux pièges sont indépendants.

Matériel

Un grand pot de plastique d'un ou deux litres, un gros bocal de verre, une boîte de conserve vide, un pot de yaourt et même un moule à gâteau peuvent faire office de piège-fosse. Les gobelets ou pots de plastique sont pratiques car ils s'emboîtent facilement et se transforment en contenants de transport lorsqu'on les ferme avec un couvercle.

Le piège-fosse peut être installé vide, il convient alors parfaitement pour capturer vivants des insectes qui se promènent dans leur milieu.
Pour récolter des insectes morts, pour les mettre en collection dans l'alcool par exemple, il faut ajouter du liquide dans le piège. De l'antigel pour voiture, ou encore de l'eau additionnée d'un peu de sel et de quelques gouttes de détergent (savon à vaisselle) peuvent constituer un liquide conservateur non attractif. Selon BOUGET (2002), le liquide préconisé est un mélange de monopropylène glycol (50%) salé (10%) additionné de détergent.
Il est possible d'éviter la dilution par l'eau de pluie de ce conservateur, en plaçant un petit toit.
On peut aussi y ajouter un appât, pour attirer certains types d'insectes. On dit alors que le piège est sélectif, car ce sont surtout les insectes qui recherchent l'appât qui seront capturés. L'appât est habituellement de la nourriture dont l'insecte se nourrit ou dans laquelle il pond ses œufs.
Quelques appâts ont fait leurs preuves :
- un peu de miel ou d'eau sucrée,
- des morceaux de pain,
- de la levure de bière,
- des flocons d'avoine (gruau),
- du lard,
- le cadavre d'un petit animal (insectes nécrophages),
- des excréments d'animaux (crottes de chien ou de chat par exemple),
- des légumes ramollis et des fruits trop mûrs.



Piège Barber

... Fiche méthode n°7.5

Il est possible d'obtenir davantage d'informations sur les dispositifs du piège à fosse et le liquide à employer dans le document rédigé par le groupe de travail INV.ENT.FOR (BOUGET, 2002).

Méthode

La pose des pots :
Les pots sont enterrées de façon à affleurer à la surface du sol. Ils sont ouverts à leur partie supérieure et les flancs peuvent porter des orifices de drainage pour leur éviter de se remplir d'eau de pluie.
Pour la pose, il faut creuser un trou cylindrique au moyen d'une tarrière de pédologie ou d'un plantoir (ou une pelle), enfoncer le pot. Ne pas laisser d'espace vide autour du piège (continuité entre sol et bord du pot), sinon les insectes risquent de tomber à côté. Ne pas modifier l'environnement autour du piège, car les insectes le contourneraient.
Dans les sols meubles, laisser un double pot percé dans le sol et y enfoncer le pot de piégeage pour conserver le forage en état.

La mise en place d'un appât :
Si on place un appât dans le piège, il peut être posé directement au fond du piège ou encore être suspendu à un grillage métallique, placé dans un petit sac de mousseline. Les ouvertures du grillage doivent être suffisamment grandes pour laisser passer les insectes.

Récolte du matériel :
La récolte des prises se pratique en versant le contenu du piège dans un contenant de transport ou encore en remplaçant le piège lui-même, qui sera fermé avec un couvercle pour le transport.
Filtrer le contenu des pièges dans un tamis pour récupérer les insectes capturés mais conserver le liquide d'appel qui sera remis dans les pièges et complété éventuellement avec du liquide neuf en cas de forte évaporation.
La récolte sera ensuite lavée en passant le tamis (passoire fine) et son contenu sous l'eau. On verse ensuite l'ensemble de la récolte dans un flacon contenant de l'alcool à 70°, toujours avec une étiquette placée à l'intérieur avec la date et le lieu de capture au crayon (NOBLECOURT, 1998).
Pour la récolte et le conditionnement des échantillons, BOUGET (2002) préconise le protocole suivant :
- avant le tri : récupération du liquide usagé sur le terrain (s'il s'agit d'un produit toxique), stockage du contenu à sec dans un sachet mini-grip© étiqueté au congélateur,
- après le tri : montage à sec des espèces délicates et stockage des individus déterminés et dénombrés dans l'alcool à 70°-80° en piluliers de verre à capuchon clippable.

Il est conseillé d'effectuer un pré-tri du contenu du piège sur place, dans la mesure où les petites espèces peuvent être dissimulées dans les déchets ou engluées dans le mucus de limaces par exemple.

Préparation des spécimens :
L'étiquetage doit faire mention précise et durable de la date, de la station et du n° de piège.

Période et Fréquence des relevés

Par soucis d'économie, on pourra pratiquer des piégeages au printemps et en automne. Dans la mesure du possible, la campagne doit s'étendre d'avril à octobre (ou de mars à novembre), afin d'inclure la période d'activité de la majorité des espèces. Si on choisit une seule saison, le printemps (avril-juin) est à privilégier.

La durée du piégeage et la fréquence des relevés est à réfléchir en fonction des difficultés de terrain, des capacités conservatrices du liquide et de la probabilité de perturbation du piège par l'homme ou les sangliers (BOUGET, 2002).
Les pièges seront visités tous les 3-4 jours voire chaque jour si possible afin d'éviter des pertes importantes par noyade dans les liquides attractifs. Les insectes qui s'y baignent trop longtemps risquent de gonfler. Afin de savoir quand les insectes ont été capturés et s'ils sont nocturnes ou diurnes on peut visiter les pièges tous les jours et même à divers moments de la journée ou de la nuit.

Recommandations

Afin de diversifier les captures, on pourra essayer différents appâts dans différents milieux.
Afin de protéger les captures de la pluie et des curieux on peut placer une roche de chaque côté du piège et déposer un morceau de bois ou une pierre plate dessus.
Si on relève les insectes tous les jours il est inutile de mettre de l'eau car les insectes n'arrivent pas à s'envoler (solution pour éviter le pourrissement).

Ethique des pièges à fosse :
- Optimiser la sélectivité du piège vis-à-vis du groupe étudié pour éviter le gaspillage de matériel biologique et la défaunation.
- Protéger la grande faune en utilisant dans les pièges des produits à toxicité minimale, et réduire si possible la capture de micromammifères et batraciens (grilles).
- Protéger les manipulations en utilisant sur le terrain et au laboratoire des substances d'usage peu dangereux.
- Conserver le matériel piégé pour des études ultérieures et confier le matériel non étudié à d'autres spécialistes.

Source : BOUGET (2002).

M. MARCHYLLIE

Piège à fosse (gobelet plastique) installé au niveau du sol dans la RNR du Monts de Boffles

➠ Avantages et inconvénients de la méthode

Avantages

Sa popularité tient à ses avantages pratiques :
- peu coûteux à la mise en place et à la récolte.

- simple d'emploi.
- de pose et de relevé rapide.
- relativement efficaces : ils procurent des effectifs d'Arthropodes épigés importants.
- peuvent être relevés par un non spécialiste.

Les pots-pièges capturent également d'autres invertébrés au sol, comme les araignées. Si les ressources le permettent, ils peuvent être inclus dans le suivi.

Inconvénients

- La méthode est plus coûteuse que la méthode par recherche directe.
- Une ligne de Barbers constituée par exemple par un piège tous les 10 mètres sur un transect de 100 mètres peut être à long terme terriblement ravageur, ce qui est à proscrire sur une réserve naturelle (EMERIT, non daté).
- On ne sait jamais d'où viennent les insectes qui tombent dans le pot.
- Le fonctionnement des pièges ne dépend que de l'activité des animaux et les réponses sont très différentes selon le diamètre du pot (LUFF, 1975 ; SOUTHWOOD, 1978 ; DRACH *et al.*, 1981).
- Le caractère aléatoire de cette interception (sa neutralité) est biaisé par les différents paramètres du piège.

Facteurs d'influence sur l'inventaire
- Dispositif de piégeage : forme, taille, matériau, positionnement.
- Accessoires : toit, entonnoir, liquide conservateur ou attractif.
- Plan d'échantillonnage : configuration des placettes, densité, périodicité et durée (continue ou discontinue).

Type de données recueillies

Les pièges Barber permettent de fournir des données qualitatives (composition en espèces : présence-absence des espèces) ou quantitatives (abondance des espèces, estimation de population). Ce type de données est suffisant pour le calcul, par exemple, d'une densité (FROM *et al.*, 1997). Par cette technique d'échantillonnage, il est possible de mesurer une activité-densité ou une activité-abondance des invertébrés, et de pondérer les effectifs capturés par l'activité des espèces.

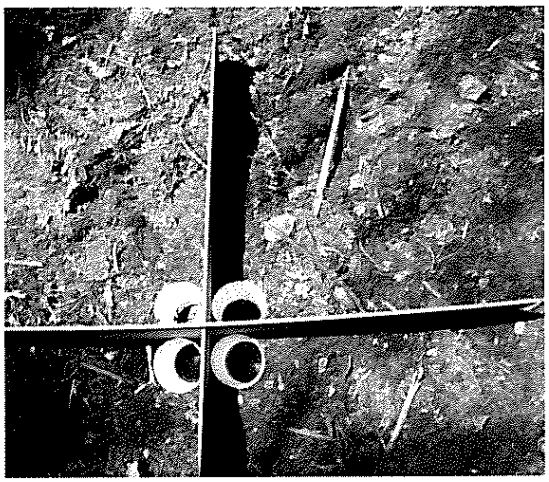
Les pots-pièges donnent des données comparables sur la composition en espèces et le nombre d'individus, à condition de comparer les échantillons du même habitat.

Les captures d'un transect de pots-pièges peuvent être groupées entre elles pour faciliter le travail de terrain, mais il faut savoir que le regroupement réduit la puissance d'analyse. Enfin quand on établit un nouveau suivi de site, il peut être utile de traiter les captures de chaque piège séparément, pour mesurer le degré de variation.

Pour en savoir plus

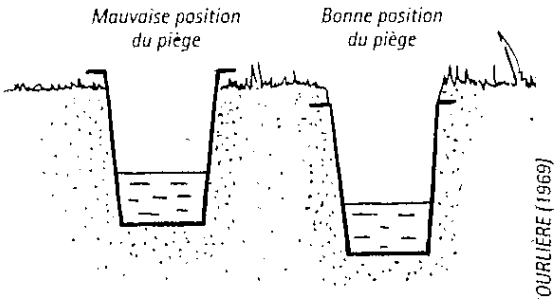
BARBER (1931) ; BOUGET (2002) ; DAVIS (1982) ; EMERIT, non daté ; FROM *et al.* (1997).

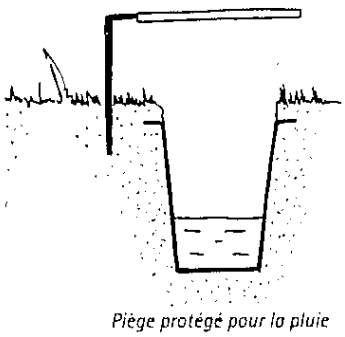
Consulter le groupe de travail INV.VENT.FOR (voir page 218).



M. MARCHYLUE

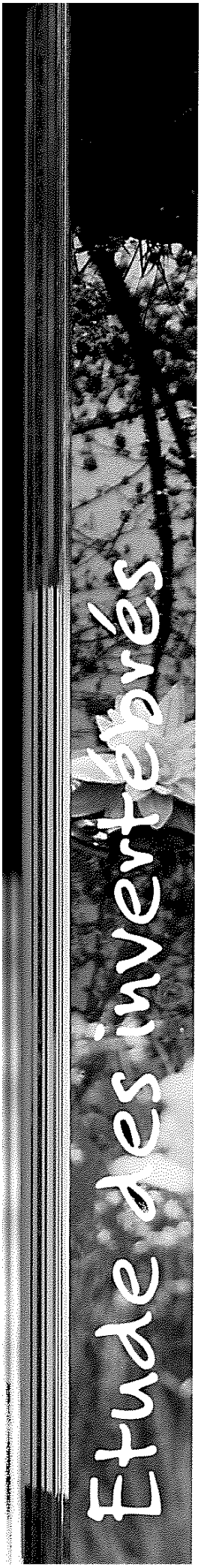
Disposition de pièges type Pots Barber pour la capture des carabes dans la RBD de la Mare à Goriaux





Piège protégé pour la pluie

Source : d'après LAMOTTE et BOURLIÈRE (1969)



Fiche méthode n°7.6

Inventaire et suivi des pollinisateurs

Capture par pièges colorés (pièges jaunes)

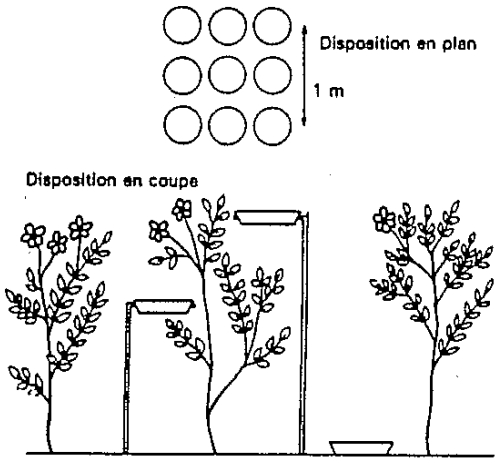
➠ Principe de la méthode

De jour, beaucoup d'insectes diurnes sont attirés par certaines couleurs (la couleur jaune attire les pollinisateurs qui visitent les fleurs jaunes) et on peut les capturer en leur proposant des leurres visuels (pièges attractifs visuels) : assiettes colorées garnies d'un liquide (EMERIT, 1983). Les insectes vont se noyer dans le liquide en tombant dans le piège.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Les pièges colorés seront placés dans un endroit ensoleillé au sol, à quelques cm du sol si la végétation est basse, dans les buissons ou même dans la frondaison des arbres (MARTINEZ, 1983).
Les pollinisateurs et leurs plantes hôtes peuvent être enregistrés le long de transects : on installe les plateaux colorés par groupe de cinq, alignés, espacés entre eux de cinq à six mètres, posés sur des piquets à la même hauteur que la végétation avoisinante (idéal compris entre 0,50 m et 1 m). L'axe retenu pour la ligne de pièges sera choisie de façon à garantir le maximum d'ensoleillement des plateaux.



Disposition de pièges colorés

Méthode

Mise en place des pièges :
Remplir les récipients à moitié d'eau et verser quelques gouttes de détergent liquide. Le fait de ne les remplir qu'à moitié d'eau permet de conserver un volume de sauvegarde en cas de pluie abondante et d'éviter ainsi la perte des insectes capturés. Il ne faut pas couvrir la cuvette, car les insectes doivent la voir.
Récolte du matériel :
Verser le contenu des plateaux colorés dans un tamis à mailles fines pour récupérer l'ensemble des insectes qui seront placés dans des piluliers contenant de l'alcool à 70° avec la date de la récolte, la localisation ainsi que la précision « plateau coloré ».
Terminer l'opération par le remplissage des plateaux colorés avec de l'eau propre additionnée de détergent (NOBLECOURT, 1998).
Lors de la collecte, les individus de chaque piège du même site peuvent être groupés, mais on doit garder en mémoire que ce regroupement réduit la puissance d'analyse des données.

Matériel

Le piège est constitué simplement de récipients divers (assiettes, bacs en plastique, bol ou autre contenant...). C'est la couleur du piège qui attire les insectes. Ils peuvent être de couleur jaune de préférence ou jaune orangée. D'après MARTINEZ (1983), la couleur jaune bouton d'or est globalement la plus attractive.
Ils sont remplis avec du liquide (SAHLEN, 1994) : de l'eau additionnée d'un peu de détergent ou d'un peu d'eau savonneuse additionnée de sel jouant le rôle de mouillant.

> Il a été découvert que la forme de certains pièges commerciaux (utilisés comme pièges à phéromones) étaient plus efficaces pour le suivi des bourdons que les pièges jaunes (SAHLEN, 1994). Les pièges commerciaux sont de différentes couleurs, l'un d'entre eux a un entonnoir coloré en jaune et un container blanc. Il est recouvert, ce qui laisse la possibilité de le garder longtemps dehors sans risque à cause de la pluie. Un cube avec un agent (détergent) est placé dans le container. L'agent est effectif durant toute la saison estivale. Chaque individu qui tombe dans le container est maintenu dans des conditions qui assurent la qualité pour une identification ultérieure.

Période et Fréquence de relevé

Une longue période de piégeage permet de repérer des émergences de nymphose et le remplacement dans le même habitat d'une espèce par une autre, plus tardive.

La récolte des insectes se fait deux fois par semaine. Les pièges sont remplis chaque semaine (ou deux semaines).

Recommandations

L'identification n'est pas toujours facile et ne peut être faite que par un spécialiste.

Avantages et inconvénients

Avantages

- Avoir un aperçu de la faune d'une zone précise sans « défauner » les alentours.
- Les pièges sont très peu coûteux et durables dans le temps.
- Ces dispositifs sont efficaces.

Inconvénients

- Ils sont surtout utilisés par des professionnels pour des études entomologiques appliquées.
- Les pièges doivent être récoltés tous les 3 à 4 jours pour avoir des individus de grande qualité pour l'identification.
- Le manque de toit peut rendre difficile le piégeage en période de pluie.

Le rendement d'un visuel type assiette dépend de nombreux facteurs :
- Le stimulus attractif (couleur de l'assiette).
- Le lieu d'implantation du piège compte : la hauteur au-dessus du sol pour une assiette colorée.
- La saison.

Type de données recueillies

Les insectes capturés sont essentiellement des insectes floricoles à l'état adulte ou prédateur de floricoles : surtout les Hyménoptères (abeilles, guêpes, fourmis...), ainsi que des Diptères (mouches) et des Coléoptères.

Analyse des données

A partir des espèces capturées, la composition spécifique, des indices de population, la diversité et la phénologie peuvent être analysés.

Pour en savoir plus

DOMMANGET (1991) ; EMERIT (1983) ; NOBLECOURT (1998) ; MARTINEZ (1983) ; SAHLEN (1994).

M. MARCHYLIE

Disposition de pièges colorés (pièges jaunes) le long d'un transect dans la RNR du Mont de Boffles

Fiche méthode n°7.7

Echantillonnage des insectes et arthropodes de petite taille

L'aspirateur à bouche

➠ Principe de la méthode

Cet appareil permet la capture d'insectes ou d'autres Arthropodes de petite taille, ainsi que des insectes délicats. Il sert aussi à dénicher des petites bêtes qui se cachent dans les fissures de l'écorce ou d'autres endroits inaccessibles.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage
Cet instrument permet d'attraper à vue des petits insectes sans les blesser. On n'attrape rien de plus gros que le diamètre du tube de l'aspirateur !

Méthode de relevé
Comme son nom l'indique, cet appareil sert à aspirer les insectes.
Pour l'utiliser, il faut d'abord repérer les insectes à capturer.
Mettre le tube de succion (celui qui est flexible) dans la bouche, puis placer l'extrémité de l'autre tube (le tube collecteur rigide) tout près de l'insecte. Aspirer un bon coup. L'insecte entre rapidement dans le cylindre. Le vide d'air créé par l'aspiration transporte l'insecte dans le tube collecteur, puis dans le cylindre, où il est piégé. Il suffit d'enlever le bouchon pour récolter la capture.

Matériel
Il est habituellement formé d'un cylindre transparent muni de deux tubes. Certains modèles ont un tube à chaque extrémité, d'autres ont les deux tubes sur le même bout, fixés dans un bouchon.
Un fin grillage protecteur au bout du tube de succion évite d'avaler les insectes.

Période de relevé
Cela dépend du groupe étudié.

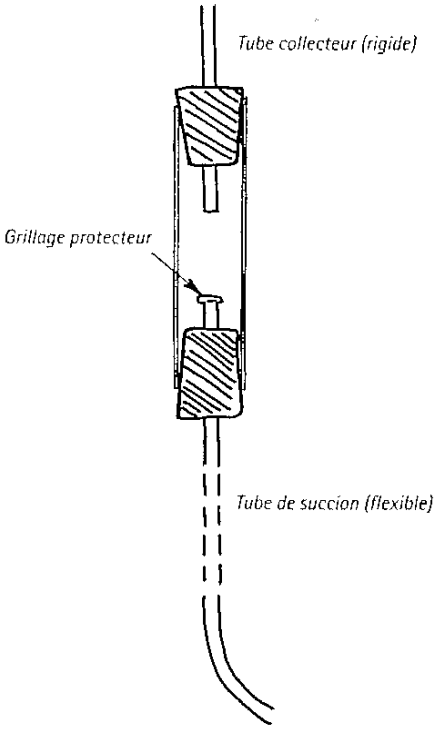
Recommandations
Ce type d'appareil n'est pas recommandé pour des personnes souffrant d'allergies, car des petites particules (poils, écailles, etc.) peuvent se détacher des insectes et causer des réactions indésirables. Dans ce cas, on peut utiliser un aspirateur doté d'une poire à succion. Cet appareil fonctionne sur le même principe, mais le tube de succion est remplacé par une poire en caoutchouc. Il faut écraser celle-ci avec la main pour créer le vide d'air nécessaire pour aspirer les insectes. L'aspirateur à poire évite aussi les désagréments causés par certains insectes qui dégagent de mauvaises odeurs.

➠ Type de données recueillies

L'aspirateur est idéal pour récolter, par exemple, des pucerons, des collemboles, des petits Coléoptères, des araignées, des petites mouches et d'autres Diptères, diverses larves, ainsi que des acariens.

🕮 Pour en savoir plus

MARTINEZ (1983).



Modèle d'aspirateur à bouche

Fiche méthode n°7.8

Inventaire des macroinvertébrés benthiques

Technique du carottage (tamisage des sédiments)

➠ Principe de la méthode

Le carottage est une étape indispensable pour caractériser une population d'invertébrés benthiques et quantifier la ressource disponible pour les niveaux trophiques supérieurs.

➠ Comment procéder ?

Echantillonnage

Couramment utilisée dans les estuaires, cette méthode permet d'échantillonner sur des surfaces précises.
La profondeur d'enfouissement de la carotte est liée aux espèces étudiées (par exemple 5 cm pour la Coque, *Cerastoderma edule*, et 30 cm pour les *Nereis diversicolor*). Le nombre de prélèvements d'un échantillon dépend de la surface du carottier, de la densité des individus. Pour une estimation fiable des densités, il est donné par la formule suivante : $N = (s^2 / D^2 x^2)$
où « D » est le degré de précision voulu (par exemple pour une erreur standard égale à 20 % de la moyenne, D sera égal à 0,2), « x » est la moyenne et « s^2 » la variance. Cette formule nécessite un premier échantillonnage.

Méthode de relevé

Il faut enfoncer verticalement le carottier dans le sédiment. Déposer la carotte dans un tamis, de maille 1 mm, et tamiser dans l'eau. Récolter l'ensemble des individus dans un sac plastique ou un flacon.
Au laboratoire, les échantillons sont soigneusement rincés puis disposés dans une cuvette. L'ensemble des invertébrés est extrait, identifié puis dénombré. Si les échantillons ne peuvent pas être analysés juste après l'échantillonnage, il est possible de les conserver au congélateur (l'identification des polychètes est difficile après congélation) ou dans une solution de formol à 5 % neutralisé, avec de la Phloxine B, qui colore en rouge tous les annélides, ce qui facilite leur tri.

Matériel

Un carottier (cylindre avec des poignées) dont le diamètre est déterminé par la densité et le mode de distribution des espèces étudiées, un tamis de maille 1 mm et Ø 50 cm, une cuvette, des pinces fines et éventuellement une loupe binoculaire (pour les déterminations).

Période et Fréquence de relevé

Les densités de peuplements d'invertébrés sont sujets à des variations saisonnières. D'importantes mortalités peuvent être observées après les vagues de froid, les tempêtes et les phénomènes d'eutrophisation.

Conditions de réalisation

Plusieurs conditions sont nécessaires :
- travailler sur un substrat meuble,
- le substrat doit être humide pour coller dans le carottier,
- il faut de l'eau pour tamiser.

Recommandations

Dans le domaine estuarien, il est préférable de prélever après la marée, car les points d'eau pour tamiser sont plus fréquents.
Utiliser du PVC épais pour fabriquer le carottier.
Ne pas s'arrêter de tamiser pour éviter que les oligochètes passent à travers les mailles du tamis.

➠ Avantages et inconvénients

Avantages

Le carottage est facile et rapide à mettre en œuvre, nécessite peu de matériel et permet une bonne précision des résultats. Il est même possible d'utiliser des carottiers de grande longueur pour les eaux profondes.

Inconvénients

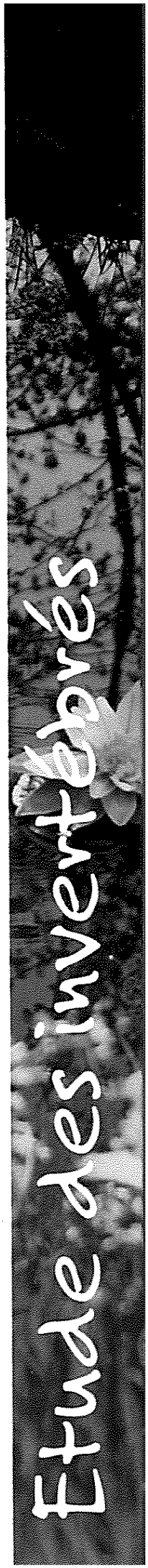
- Cette méthode ne convient pas aux substrats grossiers.
- L'échantillonnage est impossible si le sédiment est gelé.
- Les prélèvements à plus de trente centimètres de profondeur deviennent difficiles à extraire dans les milieux vaseux.
- Les prélèvements ne peuvent pas être utilisés pour déterminer la richesse spécifique d'une station car la surface échantillonnée est trop petite.

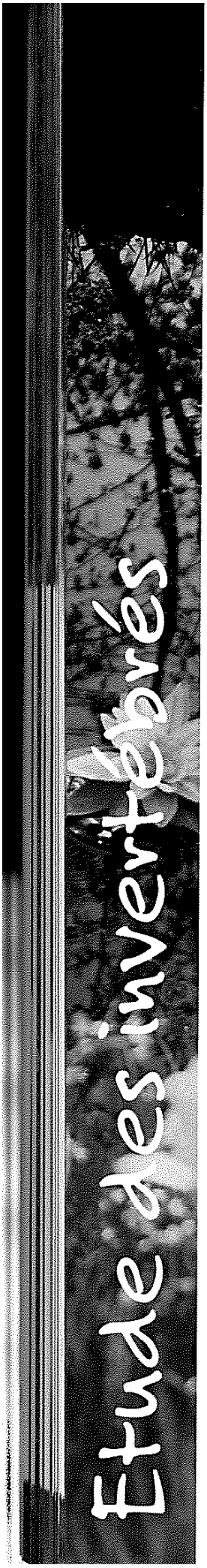
➠ Type de données recueillies

Tous les individus récoltés sont identifiés et dénombrés. Cette méthode permet d'estimer le nombre d'individus par espèce et par unité de surface. Les résultats peuvent être rapportés au m², en fonction de la surface échantillonnée. Les résultats ne doivent pas être cumulés. Il faut noter chaque estimation de densité par carotte, afin de pouvoir estimer la variabilité de la densité.

🕮 Pour en savoir plus

ELLIOTT *et al* (1973) ; ELMERGEN *et al* (1989) ; ANKAR *et al* (1973) ; DESPREZ (1996) ; TRIPLET *et al* (1998) ; BARNES (1994).





Fiche méthode n°7.9

Suivi du fonctionnement des hydrosystèmes fluviaux

Méthodologie RNF de suivi des Hydrophytes et Odonates

➠ Principe de la méthode

L'hypothèse de départ est que la variation enregistrée dans les peuplements d'Odonates et Hydrophytes traduit les modifications dans le fonctionnement de l'hydrosystème (hydrologie, apports phréatiques, qualité de l'eau...).
La méthode utilisée est l'observation et la détermination des espèces d'Hydrophytes et de certains Hélophytes, le comptage des libellules (imagos et exuvies) pour chaque parcours échantillon, associé au suivi des paramètres du milieu (profondeur, granulométrie, ombre, courant, température de l'eau...)

➠ Comment procéder ?

Conditions préalables

1/ Disposer d'une connaissance fine du site faisant l'objet du programme de suivi, et notamment des ensembles fonctionnels qui le composent (fonctionnement hydraulique, hétérogénéité des milieux, etc.). Ce point sera capital pour orienter l'échantillonnage.
2/ Déterminer les problématiques de fonctionnement existants ou potentiels sur le site, et évaluer la pertinence de la mise en place d'un suivi.
3/ Disposer d'un inventaire précis et exhaustif (autant que possible) des espèces de Macrophytes aquatiques et d'Odonates présentes sur le site.
4/ Disposer d'un inventaire précis de ces mêmes groupes, au niveau de chaque ensemble fonctionnel faisant l'objet du programme de suivi.
5/ Les personnes chargées d'effectuer les relevés doivent être suffisamment compétentes pour reconnaître la plupart des Macrophytes aquatiques et les Odonates à vue (parfois même aux jumelles).

Plan d'échantillonnage

L'échantillonnage doit comporter une série de placettes qui feront chacune l'objet d'un relevé (macrophytes, imagos d'Odonates, exuvies d'Odonates).
Le suivi devra être effectué sur chacun des types d'unité fonctionnelle présent sur l'espace protégé : chenal principal, bras mort ou secondaire, marais latéraux... et de manière à obtenir un échantillon de relevés représentatifs.
Un secteur de suivi représentatif de chaque type d'unité sera retenu. Ceci devrait conduire à la mise en place de deux ou trois secteurs de suivi au niveau de chaque espace. Chaque secteur de suivi fera l'objet de deux types d'observations : un itinéraire échantillon sur les imagos et un prélèvement d'exuvies.
Les Odonates sont inventoriés de la façon la plus exhaustive possible sur l'ensemble de chaque plan d'eau, et sur une zone de 2 m aux abords de la berge afin de recenser le maximum de Libellules sur chaque site.
Pour les Odonates, le plan d'échantillonnage est fait de telle sorte que 80 % des espèces se reproduisent sur l'ensemble de la zone étudiée. Ce principe se base sur le cumul des campagnes de relevés et sur le pourcentage d'imagos d'Odonates reproducteurs, par rapport au nombre d'espèces contactées. Le principe des 80 % est aussi utilisé afin de permettre au gestionnaire de standardiser les données. Cet effort d'échantillonnage est minimum mais peut atteindre les 100 %.

Méthode de comptage

– Le comptage des imagos : La méthode des parcours est utilisée pour les relevés de terrain. Il s'agit de recenser sur un itinéraire d'environ 500 m de long, parcouru en 1 heure à pied ou en bateau, tous les imagos observés par espèce, sans distinction de sexe. L'itinéraire devra être parfaitement repérable à long terme (localisation à partir de repères de terrains immuables). Ce volet est plus particulièrement destiné à suivre le peuplement de Zygoptères (les imagos s'écartent peu des lieux de reproduction, difficulté d'identification à partir des exuvies). Néanmoins, les imagos d'Anisoptères seront également recensés.
On établira sur chaque transect, la liste des espèces présentes, puis on attribuera à l'espèce observée un indice correspondant au recouvrement en pourcentage sur l'ensemble de la zone homogène.
– La récolte des exuvies : La récolte des exuvies sert à déterminer les espèces inféodées aux biotopes et à dénombrer la reproduction d'espèces à valeur patrimonial. Cela a pour but d'obtenir un indice d'abondance pour les Anisoptères dont le suivi est difficile à partir des imagos. Il s'agit au niveau de chacun des secteurs de suivi d'identifier une placette permettant de récolter en moyenne une trentaine d'exuvies d'anisoptères à chaque passage (taille de la placette à définir en fonction de tests préalables ; cette taille sera variable d'une réserve à l'autre en fonction de l'importance des populations, mais fixe dans le temps au niveau de chaque site afin de permettre des comparaisons inter-annuelles).
Le temps consacré à la recherche des exuvies pour chaque site doit être de deux heures afin d'obtenir

une standardisation des protocoles. Le sous-ordre des Anisoptères doit être pris en compte lors des récoltes (la détermination des Zygoptères étant plus difficile et donc grande consommatrice de temps). Pour les exuvies d'Anisoptères, la détermination devra être réalisée au niveau spécifique.
– **Les relevés d'Hydrophytes :** Les Hydrophytes sont relevés au niveau de chaque placette. En cas de recouvrement d'algues filamenteuses ou de characées, il serait intéressant de prélever des échantillons pour une détermination ultérieure par un spécialiste (conservation dans le formol à 3 %).

Période et Fréquence de relevé

Il n'y a pas de limite de temps lors des relevés, cependant il est préférable d'effectuer les campagnes lors de la période optimale d'activité des Odonates, c'est-à-dire entre 11h00 et 15h00. La méthodologie globale recommande de relever les données une fois par mois, vers le milieu du mois de mai, juin, juillet et septembre (4 relevés). L'intervalle entre deux saisons de suivi sera de deux années, en effet, l'évolution rapide de la végétation aquatique est importante dans des biotopes nouvellement créés. Chaque année, les relevés devront être réalisés à des dates voisines en vue d'un traitement correct des données.
Pour les exuvies, il faudra effectuer un passage par semaine durant la période d'émergence.

Conditions de réalisation

Lors de ces campagnes de relevés, les conditions météorologiques doivent être optimales (très ensoleillé, vent nul ou faible).
En cas de forte pluie continue, de forts vents ou de chute de température, les relevés seront reportés au lendemain.

Recommandations

- La photographie de chaque transect est fortement préconisée. C'est un outil d'évaluation qualitatif de l'évolution inter-annuel de la végétation (au moins pour les Hélophytes). Les clichés sont à prendre en fin de période de végétation et tous les trois ans.
- Les transects permettent de quantifier, dans le temps et dans l'espace, les évolutions de la végétation. Aussi une analyse phytosociologique légère permet de renseigner sur la valeur des peuplements.
- On pourra procéder à la rédaction d'un cahier des charges précis et complet de la mise en œuvre du protocole sur le site contenant tous les éléments techniques (il pourra être réajusté après la première année de suivi) afin de garantir la reconduction exacte de la méthode à long terme.
- Valider les résultats par des tests statistiques.
- Deux années de suivi semblent nécessaires pour fixer la méthodologie initiale.

➠ Avantages et inconvénients

Avantages

- Cette méthode des transects permanents est d'une utilisation simple, reproductible et non réservée aux spécialistes.

Inconvénients

- Impossibilité d'accéder à l'exhaustivité des données (vols rapides, éloignement des sites de reproduction lors de la maturation sexuelle, présence d'espèces accidentelles...).
- Sur chaque mare prospectée, seuls les imagos mâles seront identifiés à vue ou suite à une capture.

- Pour les Hydrophytes : sur le plan de la méthode, il semble assez difficile d'évaluer le recouvrement dès que la profondeur dépasse 1,5 m.

➠ Type de données recueillies

Ce programme ne permet pas d'évaluer ni de suivre l'intérêt patrimonial du site (suivi des espèces menacées) car il n'est pas basé sur un suivi exhaustif des espèces, mais sur un principe d'échantillonnage suivant les conditions de milieu. Par contre, les résultats du suivi pourront donner des éléments précieux sur la répartition des espèces, notamment les espèces patrimoniales dans la réserve.
Un des buts est d'établir une typologie par placette de relevé (état des peuplements) et une cartographie de ces peuplements et de leur évolution.

➠ Analyse des données

On procède à l'identification de chaque exuvie au niveau spécifique, et on cumule le nombre d'exuvies par espèce sur l'ensemble des récoltes.

L'indice d'abondance d'une donnée de l'année « N » sera l'indice maximum obtenu sur l'un des 4 relevés annuels.
L'indice annuel (voir référence dans la méthode PONT *et al.*, 1998) doit donner une indication précise des peuplements dans le cadre d'un suivi à long terme.

Pour les Anisoptères, en raison de leur grande mobilité et dans le cas où le recensement n'est pas possible, l'indice d'abondance sera exprimé en nombre de contacts avec l'espèce et non en nombre d'individus observés.

La méthode doit permettre d'établir un diagnostic d'évolution des milieux à partir de l'observation des variations de composition et de structure des peuplements d'Odonates et de macrophytes aquatiques.

🕮 Pour en savoir plus

BOUSSEMART (2000) ; PONT *et al.* (1998).
Groupe de suivi RNF : 8 réserves naturelles ont mis en place le protocole.

COMPOSANTES ABIOTIQUES

Agence de l'eau Adour Garonne, 1993. IBGN. L'indice biologique global normalisé. Un indicateur biologique de la qualité des milieux aquatiques : 4 p.

AMINOT A. et CHAUSSEPIED M., 1983. Manuel des Analyses Chimiques en Milieu Marin. Centre National pour l'exploitation des océans, CNEXO : 395 p.

ANDRE H., AUDINET M., MAZERAN G., *et al.*, 1976. Hydrométrie pratique des cours d'eau. Paris, Ed. Eyrolles : 259 p.

BRAVARD J.-P. et PETIT F., 1997. Les cours d'eau, Dynamique fluviale. Armand Colin : 222 p.

BREMONT R. et VUICHARD R., 1973. Les paramètres de la qualité de l'eau. Ministère de l'Environnement : 174 p.

CHAMPOUX et TOUTANT, 1988. Concevoir le suivi des zones méditerranéennes.

CLARKE R. (ed .), 1986. The Handboock of Ecological Monitoring. GMS/UNEP publication. Clarendon Press, Oxford Science Publication, New-York : 298 p.

DIDES J.J., 1997. Evaluation de la qualité d'une eau par mesure de sa DBO. Journées occitanes, Nouvelles Technologies et Expérimentations : 5 p.

GENIN B., CHAUVIN C. et MENARD F., 1998. Cours d'eau et indices biologiques. Pollutions, méthodes. IBGN. ENESAD-CNERTA : 100 p., livret, CD.

GRILLAS P., 1996. Identification d'indicateurs. In « Tomas Vies P. (Ed.), Suivi des Zones humides Méditerranéennes : Guide Méthodologique. MedWet, Wetlands International, Slimbridge, Royaume-Uni et ICN, Lisbonne, Portugal » : pp 35-55.

HAURY J., PELTRE M.C., MULLER S. *et al.*, 1996. Des indices macrophytiques pour estimer la qualité des cours d'eau français : premières propositions. *Ecologie*, 27 (4) : 233-244.

HEURTEAUX P., 1970. Rapports des eaux souterraines avec les sols halomorphes et la végétation en Camargue. Actes de la Réserve de Camargue 1968-1969. *La Terre et la Vie*, 4 : 467-510.

MICHELOT J.-L. et BOUCHESEICHE C. (Red.), PONT B. (Coord.), 1996. Sources de données sur l'eau dans les réserves naturelles fluviales de France. Programme d'assitance et de formation des gestionnaires au suivi de l'eau. Réserves Naturelles de France, Ministère de l'Environnement : 114 p.

PEGUY Ch.P., 1970. Précis de climatologie. Masson et Cie Ed. : 468 p.

PERENNOU C., TOMÀS VIVES P. et JALBERT J., 1999. Concevoir le suivi des zones humides méditerranéennes. Module de formation, MedWet.

SINNASSAMY J.-M. et MAUCHAMP A., 2001. Roselières, gestion fonctionnelle et patrimoniale. Cahiers techniques de l'ATEN n°8 : RNF, ATEN : 98 p.

STRICKLAND J.D.H. et PARSONS T.R., 1968. A practical Handbook of seawater analysis. Fisheries Research Board of Canada, Bulletin 167 : 309 p.

VÉGÉTATION

BIORET F., 1997. Typologie et cartographie des milieux en tant qu'outil de suivi et d'aide à la gestion des réserves naturelles et des réserves naturelles volontaires. In Actes du Colloque « La cartographie pour la gestion des espaces naturels » Saint-Etienne, Novembre 1995.

BOUDOURESQUE E., 1991. Travaux pratiques et dirigés d'écologie végétale. Licence de biologie des organismes. Laboratoire d'écologie végétale, Université d'Orléans : 69 p.

BRAUN-BLANQUET J., 1932. Plant sociology : The study of Plant Communities. (English language reprint 1966). MacGraw-Hill, New-York, USA.

BRAUN-BLANQUET J., 1964. Pflanzensoziologie. Grundzüge der vegetationskunde. Springer Verlag, Vienne : 865 p.

CHERRIERE K., 1997. Méthode de suivi de la végétation. Proposition d'un protocole d'étude de l'impact du pâturage sur la végétation dans les sites protégés. Fédération des Parcs naturels régionaux, INRA Paris Grignon : 61p.

CLUZEAU C. (Réd.), PONT B. (Coord.), 1997. Suivi à long terme de la dynamique spontannée des forêts alluviales dans six Réserves Naturelles. Résultats de la première campagne de mesures. Ministère de l'Environnement, Réserves Naturelles de France : 43 p. + annexes (26 p.).

DAGET P. et POISSONET J., 1971. Une méthode d'analyse phytologique des prairies. Critères d'application. *Annales d'Agronomie* 22 (1) : 5-41.

DAGET P. et POISSONET J., 1972. Un procédé d'estimation de la valeur pastorale des pâturages. AFPF, Paris. *Fourrages* 49 : 31-38.

DE FOUCAULT B., 1984. Systématique, structuralisme et synsystématique des prairies hygrophiles des plaines atlantiques françaises. Université de Rouen, Université de Lille II.

ETIENNE M., 1996. Recueil de méthodes utilisées au sein du Réseau Coupures de Combustibles. INRA-Unité d'écodéveloppement, Avignon : 30 p.

FIERS *et al.*, 2003. Cadrage méthodologique des études scientifiques en espace naturel. Cahier technique de l'ATEN n°72 : 96 p.

GILLET F., FOUCAULT (de) B. et JULVE P., 1991. La phytosociologie synusiale intégrée. Objets et concepts. *Candollea* 46 : 315-340.

GOUNOT M., 1956. A propos de l'homogénéité du choix des surfaces de relevé. *Bull. Carte Group. Veg.*, 1 : 7-17.

GOUNOT M., 1961. Les méthodes d'inventaire de la végétation. CNRS, Paris. *Bulletin du service de la carte phytogéographique* tome 6 fasc 1 : 7-73.

GOUNOT M., 1969. Méthodes d'étude quantitative de la végétation. Masson et Cie éditeurs : 314 p.

GUINOCHET M., 1973. Phytosociologie. Collection d'écologie 1. Ed. Masson, Paris : 277 p.

HUTCHINGS M.J., (1987) 1991. Monitoring plant population : Census as an aid to conservation. In F.B. Goldsmith, Chapman et Hall.

KENT M. et COKER P., 1992. Vegetation description and analysis, a pratical approach. Ed. John Wiley et Sons : 331 p.

LAHONDERE C., 1997. Initiation à la phytosociologie sigmatiste. *Bulletin de la Société botanique du Centre-Ouest* nouvelle série (n° spécial 16) : p.47.

MAUCHAMP A., 1998. Protocole de suivi des roselières. Rapport « typologie ». Station Biologique de la Tour du Valat : 4p. + extrait du rapport.

PAVILLARD J., 1935. Eléments de sociologie végétale (phytosociologie). *Actual. Sci. Ind.*, Paris, 251 : 3-102.

POISSONNET P., 1966. Etude méthodologique en écologie végétale à partir des photographies aériennes. Thèse de 3e cycle, Montpellier : 107 p.

POISSONET J. et POISSONET P., 1969. Etude comparée des méthodes d'analyse de la végétation des formations herbacées denses et permanentes. Conséquences sur les applications agronomiques. *Doc. n°50.* Montpellier, CEPE CNRS : 120 p.

POISSONNET P., 1969. Comparaison des résultats obtenus par diverses méthodes d'analyse de la végétation dans une pairie permanente. Séminaire méthodes d'inventaire des prairies permanentes, Montpellier, 25 et 26 mars. 33 p.

PONT B., 1994. Eléments bibliographiques en vue de la mise au point d'une méthode de suivi à long terme de la dynamique forestière spontanée des ripisylves. Réserves Naturelles de France : 15 p.

PONT B., 1995. Suivi à long terme de la dynamique spontannée des ripisylves. Première phase : mise au point de la méthode et test sur 6 RN. Réserves Naturelles de France : 12 p + annexes.

PONT B., 1997. Suivi à long terme de la dynamique spontannée des forêts alluviales. Protocole définitif. Note de 4 pages. In CLUZEAU C. (Red.) et PONT B. (Coord.), 1997.

RAUNKIER C., 1934. The life forma of plants and statistical plant geography. Oxford.

VALLAURI D., ANDRE J. et BLONDEL J., 2002. Le bois mort, un attribut vital de la biodiversité de la forêt naturelle, une lacune des forêts gérées. Rapport scientifique. WWF : 31 p.

MAMMIFÈRES

AHLÉN I., 1990. Identification of Bats in flight. Swedish Society for Conservation of Nature. Stockholm.

ATEN, 1994. Cahiers techniques. Manuel technique de l'agent de terrain. Classeur.

AUBRY J., 1950. Deux pièges pour la capture de petits rongeurs vivants. *Mammalia*, 14(1) : 174-177.

AULAGNIER S., 1998. Atelier « technique d'étude des Mammifères ». in Actes du XXIe Colloque Francophone de Mammalogie « Les techniques d'étude des Mammifères. Quels outils, pour quels résultats ? » 4 et 5 octobre 1997, Amiens (Picardie). SFEPM ; *Arvicola* : 86-87.

BARATAUD M., 1991. Etude de l'activité nocturne des chauves-souris par marquage chimioluminescent. In : Actes des 3e rencontres nationales chauves-souris, Malesherbes 1991. S.F.E.P.M., Paris : 19-22.

BARATAUD M., 1992a. Reconnaissance des espèces de Chiroptères français à l'aide d'un détecteur d'ultrasons : le point sur les possibilité actuelles. Actes du XVIe colloque international

de Mammalogie, S.F.E.P.M. 17-18 oct. 1992. Grenoble : 58-69.

BARATAUD M., 1992b. Inventaire des Chiroptères fréquentant huit hautes vallées du Parc national des Ecrins (Alpes, France) selon la méthode de détection des émissions ultrasonores. Rapport d'étude.

BARATAUD M., 1992d. L'activité crépusculaire et nocturne de 18 espèces de Chiroptères révélée par marquage luminescent et suivi acousitique. *Le Rhinolophe* 9 : 23-57.

BARATAUD M., 1994. Inventaire au détecteur d'ultrasons des chiroptères fréquentant les zones d'altitude des secteurs du Champsaur, du Valbonnais, de l'Oisans. Parc national des Ecrins (Alpes, France). Rapport d'étude : 32 p.

BARATAUD M., 1996. Ballades dans l'inaudible. Méthode d'identification acoustique des chauves-souris de France. Ed. Sitelle : 2 CD + livret 48p.

BATEMAN J., 1971. Animal traps and trapping. Stackpole, Harrisburg : 268 p.

BERDUCOU C., 1983. La technique du pointage flash, base du suivi scientifique du cheptel isard. Laboratoire de thériologie pyrénéenne, Etsaut.

BLAIR W.F., 1941. A simple and effective live trap for small mammals. *J. Wildl. Manage*, 5 : 191-193.

BOSCARDIN Y., 1999. Les méthodes de dénombrement des populations de chevreuil. Actes du colloque « Suivi des populations de chevreuils », Lyon, 26 et 27 nov. 1998. *Le Bulletin mensuel de l'Office national de la chasse* 244 : 17-21.

BRUNET-LECOMTE P., 1998. Morphométrie dentaire et détermination des campagnols souterrains (Rodentia, Arvicolidae) ouest-européens. Actes du XXe Colloque Francophone de Mammalogie. Les techniques d'étude des Mammifères. Quels outils pour quels résultats ? Amiens, 1997. SFEPM, *Arvicola* : 63-66.

CHAUTAN M., 1998. Les comptages nocturnes pour le suivi des populations de mammifères sauvages : indices kilométriques ou échantillonnage des distances (Distance sampling) ? Actes du XXe Colloque Francophone de Mammalogie. Les techniques d'étude des Mammifères. Quels outils pour quels résultats ? Amiens, 1997. SFEPM, *Arvicola* : 29-32.

DAVIS D. E. (ed.), 1982. Handbook of census methods for terrestrial vertebrates. In., Boca Raton, Florida, USA. Ed. CRC Press : 397 p.

EROME G. et AULAGNIER S., 1982. Contribution à l'identification des proies de rapaces. *Le Bièvre* 4 (2) : 129-135, 13 pl.

FROM S. et SODERMAN G., 1997. Nature Monitoring Scheme. Guidelines to monitor Terrestrial Biodiversity in the Nordic Countries. The Nordic Council of Ministers, Nord Environment, Copenhagen, 1997 : 62 p. + annexes.

Groupe Chiroptères de la SFEPM. Suivi des populations sur les espèces jugées prioritaires. Le Minioptère de Schreibers, suivi hivernal, période 1999-2003.

Groupe Chiroptères de la SFEPM. Suivi des populations sur les espèces jugées prioritaires. Le Vespertilion de Capaccini, période 1999-2003.

KERVIN T., 1998. Méthodes de détermination du régime alimentaire des Chiroptères insectivores. In Actes du XXIe Colloque Francophone de Mammalogie « Les techniques d'étude des Mammifères. Quels outils, pour quels résultats ? » 4 et 5 octobre 1997, Amiens (Picardie). Société Française pour l'étude et la Protection des Mammifères. *Arvicola* : 53-56.

LIMPENS H.J.G.A., 1993. Bat-detectors in a detailed bat survey : a method. in : Proc. Europ. Bat Det. Work. K. Kapteyn ed. : 79-90.

MAILLARD D., GAULTIER P. et BOISAUBERT B., 1999. Revue de l'utilisation des différentes méthodes de suivi des populations de chevreuils en France. Actes du colloque « Suivi des populations de chevreuils », Lyon, 26 et 27 nov. 1998. *Le Bulletin mensuel de l'Office national de la chasse* 244 : 30-37.

MOESCHLER P. et BLANT J.D., 1990. Recherches appliquées à la protection des chiroptères. 3. Bioévaluation de structures paysagères à l'aide de chauves-souris en activité de chasse. *Le Rhinolophe* 7 : 19-28.

MOTTE G., KERVYN T. et LIBOIS R., 1998. Comparaison de deux techniques d'étude de l'utilisation de l'habitat par la Sérotine commune (*Eptesicus serotinus*) : le radiopistage et la prospection avec un détecteur d'ultrasons hétérodyne. Actes du XXIe colloque francophone de Mammalogie, Amiens, 1997. Les techniques d'étude des Mammifères. Quels outils pour quels résultats ? SFEPM, *Arvicola* : 25-28.

ROUE S.Y. et BARATAUD M. (coord.), 2000. Habitats et activités de chasse de chiroptères menacés en Europe : synthèse des connaissances actuelles en vue d'une gestion conservatrice. *Rhinolophe* spécial 2. Revue Internationale de Chiroptérologie. Museum de Genève : 136 p.

ROUE, S.G., 1999. Plan de restauration des chiroptères 1999-2003. SFEPM, CPEPESC, MATE, Diren Franche-Comté : 34 p. + annexes.

SAINT-GIRONS M. C. et FONS R., 1986. Le piégeage des petits mammifères. Première partie : appâts et types de pièges. *Arvicola* 3 (2) : 63-69.

SAINT-GIRONS M. C. et FONS R., 1987. Le piégeage des petits mammifères. Deuxième partie : disposition des pièges. *Arvicola* 4 : 25-27.

SAINT-GIRONS M. C., 1972. La reconnaissance des proies contenues dans les pelotes de rapaces en France, Belgique, Pays-Bas et Luxembourg. *Natuurhistorish genootschap in Limburg* 22 : 3-25.

SHIEL C., MCANEY C., SULLIVAN C. et FAIRLEY J., 1997. Identification of Arthropod Fragments in Bat Droppings. *Mammal Society* 17, London : 56 p.

SPITZ F., 1963. Les techniques d'échantillonnage utilisées dans l'étude des populations de petits mammifères. Rev. Ecol. (*Terre et Vie*), 17 : 203-237.

SPITZ F., 1969. L'échantillonnage des populations de petits mammifères. In M. Lamotte et F. Bourlière (eds) : Problèmes d'écologie : l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres. Masson, Paris : 153-188.

OISEAUX

ARCHAUX F. et BLONDEL J. 2000. Quarantième Colloque Interrégional d'Ornithologie Dijon, 25 et 26 novembre 2000. Prise en compte des biais d'échantillonnage pour l'utilisation des points d'écoute dans les suivis temporels.

BAILLIE S.R., 1990. Integrated population monitoring of breeding birds in Britain and Ireland. *Ibis* 132 : 151-166.

BAILLIE S.R., 1991. Monitoring terrestrial breeding bird population. In F.B. Goldsmith, Chapman et Hall.

BIBBY C.J., BURGESS N.D. et HILL D.A., 1992. Bird Census Techniques. British Trust for Ornithology, Royal Society for the Protection of Birds. Ed. Academic Press,Harcourt Brace Jovanich, Publishers, London, UK : 257 p.

BLONDEL J. et CUVILLIER R., 1977. Une méthode simple et rapide pour décrire les habitats d'oiseaux : le stratiscope. *Oikos* 29 : 326-331.

BLONDEL J., 1965b. Quelques réflexions sur les méthodes de dénombrement des oiseaux. *Le Jean le Blanc* 4 : 58-69.

BLONDEL J., 1969. Méthodes de dénombrement des populations d'oiseaux. In : M. Lamotte et F. Bourlière (eds.). « Problèmes d'écologie : l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres ». Paris, Ed. Masson, : 97-151.

BLONDEL J., 1975. La dynamique des populations d'oiseaux In: Problèmes d'écologie : la démographie des populations de vertébrés - Lamotte M. et Bourlière F. - Masson (ed.), Paris.

BLONDEL J., 1975b. L'analyse des peuplements d'oiseaux, éléments d'un diagnostic écologique. I. La méthode des échantillonnages fréquentiels progressifs (E.F.P.). *La Terre et la Vie*, 29 : 553-589.

BLONDEL J., FERRY C. et FROCHOT B., 1970. La méthode des indices ponctuels d'abondance (I.P.A.) ou des relevés d'avifaune par « station d'écoute ». *Alauda*, 38 (1) : 55-71.

BOURBON M. et BOURNAUD M., 1981. Nombre d'espèces d'oiseaux contactées en un point d'écoute de vingt minutes : étude du rendement spécifique. *Le Bièvre* 3 (2) : 165-182.

DAVIS D. E. (ed.),, 1982. Handbook of census methods for terrestrial vertebrates. In., Boca Raton, Florida, USA. Ed. CRC Press : 397 p.

FERRY C. et FROCHOT B., 1958. Une méthode pour dénombrer les oiseaux nicheurs. *La Terre et la Vie* 105 (2) : 85-102.

FERRY C., 1969. Pour une normalisation des résultats de dénombrements d'oiseaux : le symposium d'Ammarnas, *Le Jean-Le-Blanc*, 7 (2-3) : 25-29.

FERRY C., 1976. Un test facile pour savoir si la richesse mesurée d'un peuplement se rapproche de sa richesse réelle. *Le Jean le Blanc* 15 : 21-28.

FROCHOT, B. et ROCHÉ J. 1990. Suivi de populations d'oiseaux nicheurs par la méthode des indices ponctuels d'abondance (IPA). *Alauda* 58 (1) : 29-35.

JULLIARD R., 2001. Programme STOC-Capture, Bilan 1999 pour la France. Suivi Temporel des Oiseaux Communs par échantillonnage par filet japonais. *Ornithos* 8-1 : 1-7.

MARCHANT J. H., 1981. Residual edge effects with the mapping bird census method. *Stud. Av. Biol.* : 488-491.

MULLER Y., 1987. Les recensements par indices ponctuels d'abondance (IPA), conversion en densités de populations et test de la méthode ; *Alauda*, 55 (3): 211-226.

POUGH R. H., 1950. Comment faire un recensement d'oiseaux nicheurs. *La Terre et la Vie* 97 (4) : 203-217.

REYNOLDS R.T., SCOTT J.M. et NUSSBAUM R.A., 1980. A variable circular plot method for estimating bird numbers. *Condors*, 82 : 309-313.

ROBERTS K.A., 1991. Field monitoring : confessions of an addict. In F.B. Goldsmith, Chapman et Hall : 179-211.

AMPHIBIENS ET REPTILES

BURNHAM S.T., ANDERSON D.RP. et LAAKE J.L., 1980. Estimation of Density from Line Transect Sampling of Biological Populations. Widelife Monographs, 72 : 1-212.

CAGLE F.R., 1939. A system of marking turtles for future identification. *Copeia* 1939 : 170-173.

CHEYLAN M., 1981. Critères de détermination des mues de Serpents de France. Montpellier, EPHE : 7 p.

CHEYLAN M., GENIEZ Ph. et FONDERFLICK J., 1999. Reptiles et Batraciens de France. Centre d'Expérimentation Pédagogique de Florac, Ministère de l'agriculture : Clé (20 p.) + CD Rom.

COOCH E.G., PRADEL R., NUR N., 1996. A pratical guide to Mark-Recapture Analysis using SURGE. Montpellier, France, C.N.R.S. : 125 p.

CROCHET, P.A., 1992. Clé de détermination des larves d'Anoures de France. D'après Nöllert A. et Nöllert C., 1992. Die Amphibiens Europas, Bestimmung, Gefährdung, Schutz, Fraanchk-Kosmos, Stuttgart.

GOLAY-BUSAM N., 1998. Etude des populations d'amphibiens. Ministère de l'Aménagement du territoire et de l'Environnement, Réserves naturelles de la Petite Camargue Alsacienne. ACINA : 127 p.

LYET A. (Red.), CHEYLAN M. (Dir.), 1998. La méthode des transects et son application à la Tortue d'Hermann. *Testudo hermanni* Gmelin, 1789 (Testudinidae, Reptilia). Mémoire d'initiation à la recherche. Année 1997-1998. Maîtrise de biologie des populations et des écosystèmes. Ecole Pratique des Hautes Etudes. Univ. Montpellier II, Monpellier : 13 p. + annexes.

POISSONS

ALLARD J., KEITH P. (coord.), 2001. Atlas des poisons d'eau douce de France. Patrimoines Naturels 47 : 387 p.

GARCIA-CHARTON J.A., PEREZ-RUZAFA A. et MARCOS-DIEGO C., 2000. Fish visual census methods for detecting gradients of abundance and biomasse across boundaries of Marine Protected Areas. In GONI *et al.* : 29-34.

HARMELIN-VIVIEN M.L., HARMELIN J.-G., CHAUVET C., DUVAL C., GALZIN R., LEJEUNE P., BARNABÉ G., *et al.*, 1985. Evaluation des peuplements et populations de poissons. Méthodes et problèmes. Revue Ecologie (*Terre et Vie*), 40 : 467-539.

LENFANT P., 2000. Acoustic tracking methods. In GONI *et al.* : 9-13.

WINNER B.L., MCMICHAEL Jr. R.H. et BRANT L.L., 1999. Evaluation of small T-anchor and dart tags for use in marking hatchery-reared juvenile red drum, *Sciaenops ocellatus*. *Fishery Bulletin* 97 : 730-735.

INVERTÉBRÉS

BARBER H.S., 1931. Traps for cave-inhabiting insects. *J. Mitch. Soc.* 46 : 259-266.

BARNES R.S.K. (1994). The Brackish-Fauna of Northwestern Europe, Cambridge University Press : 287 p.

BOUGET C., 2002. Méthodes d'inventaire entomologique en forêt. *In* Compte rendu de la deuxième réunion du groupe de travail INV.ENT.FOR. Nogent-sur-Vernisson, 2-4 juillet 2002 : 8-14.

BRUSTEL H., 2002. Techniques pour l'inventaire des coléoptères saproxyliques. ESAP : 23 p.

D'AGUILAR J., 1994. Conseil pour l'expédition des échantillons soumis à l'identification. *Insectes* 95 (4) : 23-24.

DEFAUT B., 1994. Les synusies orthoptériques en région paléarctique occidentale. La Bastide-de-Sérou (09, France), Association des Naturalistes de l'Ariège : 275 p.

DEMERGES D., 2002. Proposition d'une mise en place d'une méthode de suivi des milieux ouverts par les Rhopalocères et Zygaenidae dans les Réserves Naturelles de France. RNF, Quétigny : 29 p. et annexes.

DOMMANGET J.-L, 1981. Introduction à l'étude des libellules (Odonates). *Bulletin de la Société Science Nat* n°29 et 30 : 41-51.

DOMMANGET J.L. (Coord.), 2000. Formation professionnelle continue, Insectes aquatiques, généralités. Document de stage. OPIE, Guyancourt : 34 p.

DOMMANGET J.-L, 1991. Un piège lumineux pour estimer la richesse des milieux aquatiques. *Insectes* (OPIE, Guyancourt) n°83 : 17-19.

DOMMANGET J.-L, 1997. Introduction à l'étude de l'ordre des Odonates (Insectes), SFO.

DUPONT P. et LUMARET, J.-P., 1997. Intégration des invertébrés continentaux dans la gestion et la conservation des espaces naturels. Analyse bibliographique et propositions. Ministère de l'Environnement, RNF : 258 p.

DUPONT P., 1997. Suivi permanent de l'entomofaune. Expériences européennes et étude prospective en France. OPIE, Ministère de l'environnement (DNP) : 48 p.

ELLIOTT J.-M. et DECAMPS H., 1973. Guide pour l'analyse statistique des échantillons d'invertébrés benthiques. *Annls limnol.* 9 (2) : 79-120

EMERIT, M. non daté. L'échantillonnage en réserves naturelles. Note de 12 pages. (objectifs et limites de l'échantillonnage). RN Nohèdes.

GREFF N., 1998. Guide méthodologique pour le suivi en Rhône-Alpes des Lépidoptères Rhopalocères protégés des zones humides. Conservatoire Rhône-Alpes des Espaces Naturels. MATE : 86 p.

GUEGUEN A., 1976. Recherches sur les Orthoptères des zones d'incultures de basses altitudes. Cas particulier de *Chrysochraon dispar* (Germ.). Thèse IIIe Cycle. Univ. De Rennes : 176 p. + 12 p bibl.

KABOUCHE B. et MAGNIN F., 2000. L'étude des gastéropodes terrestres. *Garde de l'espace littoral* n°42 : fiche 4.12

MARTINEZ M. et DOMMANGET J.-L., 2001. Adresses utiles en entomologie. OPIE/INRA : 18 p.

MARTINEZ M., 1983. Chasser et collectionner les insectes. Guide de l'entomologiste débutant. Solar.

MASSELOT G. et JACQUEMIN G., 2000. Les Odonates sont-ils des taxons bioindicateurs ? *Martinia* 16 (1) , SFO.

MUTING M., 1983. Chasser et collectionner les insectes. Ed. Solarama : 63 p.

NAGELEISEN L.-M., 1999. Etude de la densité et du rôle bioindicateur des fourmis rousses dans les forêts du Nord-Est. *Revue Forestière Française* 51 (4) : 487-495.

NOBLECOURT T., 1998. Proposition d'une méthode pour la réalisation d'inventaires entomologiques comparatifs. ONF Languedoc-Roussillon.

PUISSANT S., 1999. Les orthoptères comme indicateur de l'état de santé des milieux. OPIE LR : 19 p.

PUISSANT S., JAY-ROBERT P., VOISIN J.F, LUMARET J.P., 1998. Etude des peuplements d'orthoptères et de coléoptères coprophages de la réserve naturelle de Prats-de-Mollo (Pyrénées-orientales). OPIELR : 55 p. Rapport final.

ROBERT J.C., 1992. Le piège Entolologique Composite (P.E.C.) : une technique d'échantillonnage à large spectre de l'entomofaune terrestre circulante. Bulletin de la Société Entomologique Suisse 65 : 395-411.

SOUTHWOOD T.R.E., 1978. Ecological Methods, with particular reference to study of insect populations. Second edition. Chapman et Hall, London, UK : 524 p.

VOISIN J.-F., 1980. Réflexion à propos d'une méthode simple d'échantillonnage des peuplements d'orthoptères en milieu ouvert. *Acrida* (9) : 159-170.

VOISIN J.-F., 1986. Une méthode simple pour caractériser l'abondance des Orthoptères en milieu ouvert. Note technique. *L'Entomologiste* 42 (2) : 113-119.

AUTRES

LAMOTTE M. et BOURLIÈRE F. d., 1969. Echantillonnage des peuplements animaux en milieux terrestres. In : Problèmes d'écologie. Paris, Ed. Masson.

LAMOTTE M. et BOURLIERE F., 1971. Problèmes d'écologie : L'échantillonnage des peuplements animaux en milieu aquatique. Masson et Cie, Paris : 294 p.

LAMOTTE M. et BOURLIERE F., 1975. Problèmes d'Ecologie : la dynamique des populations de vertébrés. Masson, Paris.

Glossaire

Abiotique : Se dit des composantes non vivantes d'un écosystème. Egalement utilisé pour caractériser les influences physiques et chimiques sur les organismes (9) . Qualificatif désignant un espace où il n'existe, et ne peut exister, aucune forme de vie. De même, les facteurs écologiques d'un milieu naturel qui ne dépendent pas des organismes vivants, c'est-à-dire de nature chimique ou physique, sont appelés facteurs abiotiques. Les principaux sont d'ordre climatique (température, éclairement, hygrométrie, pluviométrie...), hydrologique (caractéristiques physico-chimiques des milieux aquatiques) et édapiques (texture, structure, composition chimique des sols. (2)

Désigne un facteur écologique, un phénomène ou un processus de nature physiologique, donc indépendant des êtres vivants, ou qui est entièrement contrôlé par des paramètres non biologiques (10).

Abondance : Paramètre d'ordre quantitatif servant à décrire une population. Le dénombrement exhaustif d'une population, animale ou végétale, est généralement impossible. L'abondance d'une espèce donnée dans un écosystème est donc exprimée en valeur relative : nombre d'individus capturés ou observés, biomasse ou poids sec rapporté à une unité de temps ou de surface. (2)

Paramètre quantitatif caractérisant une partie de biocénose et en estimant le nombre d'individus par unité de surface ou de volume. Importance numérique relative d'une espèce dans un peuplement. On regroupe en général les résultats en 5 classes : absent ; rare, dispersé ; commun ; abondant ; très abondant. (6)

Abondance-dominance : *voir Dominance*

Acidiphile : Qualifie les espèces végétales et les groupements qui se développent sur les sols acides (pH<7). L'acidité des sols dépend de leur teneur en gaz carbonique (CO2), en sels minéraux et en composés organiques dissous. Ainsi, les sols siliceux sont par nature acides (les plantes silicicoles sont donc acidiphiles), tandis que les sols calcaires sont basiques ou neutres. (2)

Aire de répartition : Elle correspond à la zone géographique au sein de laquelle une espèce animale ou végétale donnée peut être rencontrée. Pour certains animaux migrateurs, l'aire de répartition se divise en aire de nidification et en aire d'hivernage, occupées à des périodes de l'année différentes. Selon les cas, ces zones peuvent être totalement dissociées ou se chevaucher. (2)

Zone géographique délimitant la répartition d'une espèce vivante et dans laquelle vivent la totalité de ses populations (10).

Alliance : constitue une des unités de classification des associations végétales. (10)

Allochtone : Désigne une espèce d'origine initialement étrangère à un peuplement donné et introduite par l'homme dans ce dernier. (10)

Qualifie les espèces introduites à partir de régions éloignées sous l'effet direct ou indirect d'activités humaines. (15)

Allogène : Entité écologique dont les origines sont extérieures à l'écosystème considéré ou agissant de l'extérieur. (10)

Allophile : Désigne une plante dépourvue des adaptations morphologiques nécessaires pour attirer et orienter les insectes pollinisateurs. (10)

Alluvial : Qualifie l'espace bordant les cours d'eau dont le sol est composé d'alluvions. (13)

Anatidés : Importante famille d'oiseaux de l'ordre des Ansériformes constituée par les canards, les sarcelles, les tadornes et quelques autres genres moins connus. Inféodés aux zones humides. (10)

Anisoptère : Libellule dont les ailes arrières sont plus larges et plus courtes que celles de devant. (15)

Aquifère : Un aquifère est une formation hydrogéologique perméable permettant l'écoulement d'une nappe d'eau souterraine. La base de l'aquifère est constituée par une couche géologique imperméable. En revanche, sa limite supérieure peut être de trois types :

- hydrodynamique avec fluctuations libres : aquifère à nappe libre ;
- géologique imperméable : aquifère à nappe captive ;
- géologique semi-perméable : aquifère à nappe semi-captive. (5)

Angiosperme : Plante qui produit des fleurs et des graines. (15)

Anoures : Ce sont les grenouilles, crapauds, rainettes, pélobates... caractérisés par l'absence de queue à l'état adulte. (15)

Anoxie : Conséquence de la diminution de la quantité d'oxygène. (15)

Anthropique : Fait par l'être humain ou dû à l'existence et à la présence de l'être humain. (15)

Appareil végétatif : Ensemble des organes ou éléments qui ne participent pas au mécanisme de la reproduction. Chez les Angiospermes, cet ensemble est représenté par un ou plusieurs tiges feuillées et racines.

Aquifère : Couche rocheuse poreuse contenant de l'eau (9)

Association végétale : L'association végétale est l'unité conceptuelle de base de la classification phytosociologique, définie statistiquement, exprimant la composition floristique globale d'un ensemble de communautés végétales étroitement apparentées d'une région donnée. Unité de classification fondamentale utilisée en phytosociologie et représentant – selon Guinochet – « ... un groupement floristique statistiquement homogène qui possède au moins une espèce caractéristique ». Si l'on considère une biocénose végétale donnée comme étant une entité, l'association végétale représente en quelque sorte l'espèce à laquelle elle appartient. On désigne l'association végétale par le nom d'une ou de deux espèces représentatives de celle-ci. Le suffise *–etum* est alors attribué au nom de genre et le nom d'espèce est écrit au génitif. Les niveaux de classification supérieurs sont respectivement l'alliance, qui réunit des associations végétales voisines, et que l'on désigne par le suffixe *–ion*, l'ordre, qui regroupe des alliances apparentées, et que l'ion caractérise par le suffixe *–etalia* et enfin la classe, qui rassemble les ordres proches, et qui s'écrit avec le suffixe *–etea*. (2)

Autochtone : désigne une espèce ou une population originaire d'une zone déterminée par opposition aux espèces introduites dites allochtones. (10)

Avifaune : Désigne l'ensemble des espèces d'oiseaux constituant la faune avienne d'une région donnée. (10)

Baguage (des oiseaux) : technique constituant à capturer les oiseaux à l'aide de filets ou autres instruments adéquats et à les marquer à l'aide de bagues alliage léger sur lesquelles sont inscrits, en sus de l'institution de référence, les divers paramètres relatifs à la date et au lieu de capture. Le baguage, outre son utilité évidente pour connaître les migrations des oiseaux, constitue une méthode irremplaçable pour la compréhension de la dynamique des populations aviennes. (10)

Basiphile : Qualifie les espèces végétales, et les groupements qui se développent sur les sols basiques (pH>7). La basicité des sols dépend de leur teneur en gaz carboniques (CO2), en sels minéraux et en composés organiques dissous. (2)

Bassin versant (ou bassin hydrographique) : Ensemble des pentes inclinées vers un même cours d'eau et y déversant leurs eaux de ruissellement. (15)

Zone géographique correspondant à l'aire de réception des précipitations et d'écoulement des eaux souterraines et de surface vers un cours d'eau. Les limites sont la ligne de partage des eaux superficielles. (13)

Zone à partir de laquelle les écoulements d'eau convergent vers le cours d'eau principal. (16)

Benthique :

Zone correspondant au fond d'une étendue d'eau. – Organisme d'un écosystème aquatique vivant au contact du sol ou à proximité immédiate. (16)

Ensemble d'espèces vivant sur le fond des océans, des mers ou des lacs. (15)

Benthos : Ensemble des organismes benthiques d'un écosystème aquatique. (6)

Bio-indicateur : Organismes biologiques utilisés comme indicateurs de l'état d'un écosystème. (3)

Organisme ou ensemble d'organismes capables de traduire de façon directe et évidente des modifications qualitatives ou quantitatives de son écosystème. Un concept à manier avec prudence car un bioindicateur ne peut être utilisé que dans les conditions très précises où il est significatif. (6)

Espèce de la faune ou de la flore jouant un rôle d'indicateur biologique. L'analyse des variations d'effectifs ou de recouvrement d'une espèce bioindicatrice permet de juger des variations de la qualité de son environnement. (11)

Biodiversité : Le Global Biodiversity Assesment (1995) définit la biodiversité comme la diversité et la variabilité de l'ensemble des organismes vivants et des systèmes dont ils font partie. Ceci couvre l'ensemble de la variabilité des systèmes et des organismes, aux niveaux régional, du paysage, de l'écosystèmes et de l'habitat et aux différents niveaux des organismes, depuis les espèces, les populations, les individus jusqu'aux gènes. Ceci

couvre également les relations complexes, structurelles et fonctionnelles (y compris l'action humaine) à l'intérieur et entre ces différents niveaux d'organisation, ainsi que leurs origines et leur évolution dans l'espace et dans le temps. (1)

D'après la « Stratégie mondiale de la biodiversité » (1994), la biodiversité peut être subdivisée en trois catégories hiérarchisées : les gènes, les espèces et les écosystèmes, représentant des aspects tout à fait différents des systèmes vivants et que les scientifiques évaluent de diverses façons. La « Stratégie mondiale de la biodiversité » souligne qu'à côté de la diversité génétique, de la diversité spécifique et de la diversité écosystémique, la diversité culturelle humaine peut également être considérée comme une part de la biodiversité. Les différentes dimensions culturelles des différentes parties du monde ont joué un rôle majeur dans les nombreuses façons de percevoir, maintenir, préserver, utiliser et apprécier la biodiversité.

Biocénose : Ensemble des populations d'espèces animales et végétales vivant dans un milieu naturel déterminé. La biocénose correspond à la composante vivante de l'écosystème, par opposition au biotope, formant l'environnement physico-chimique et climatique de celui-ci. (2)

Ensemble des être vivants végétaux et animaux qui interagissent et qui trouvent dans le milieu des conditions leur permettant de vivre et de se reproduire. (1)

Biogéographie : Domaine de l'écologie s'intéressant à la répartition des espèces, des populations et des peuplements et aux causes qui la provoquent. (6)

Bioindicateur : Organisme, ou ensemble d'organismes, capables de traduire de façon directe et évidente des modifications qualitatives ou quantitatives de son écosystème. (glossaire ZH)

Biomasse : Paramètre servant à la description de l'importance d'une espèce ou d'une communauté d'espèces dans un écosystème déterminé. Ramade définit la biomasse comme étant la « masse totale de substance vivante présente sur une unité de surface donnée ». On peut restreindre le sens de ce terme à la seule partie végétale (biomasse végétale) ou animale (biomasse animale) d'un milieu naturel, voire à quelques espèces ou même à une seule. La notion de biomasse permet ainsi des comparaisons intéressantes entre des organismes très différents par la taille ou très éloignés sur le plan systématique. (2)

Masse de la matière organique des communautés végétales ou animales par unité de surface ou de volume estimée à un moment donné. En général calculée à partir de la matière sèche à 85°C, elle caractérise la masse totale de matière vivante présente à un niveau trophique donné dans un écosystème. (6)

Quantité de matière végétale et animale présente dans un écosystème donné (exprimée généralement en kg de matière sèche par hectare. (13)

Biome : Vaste unité géographique caractérisée par un ensemble relativement homogène d'espèces animales et végétales en équilibre avec le climat. (1)

Biosphère : Ensemble des organismes vivants, microbiens, végétaux et animaux, qui se développent à la surface de la terre et des mers. (1)

Biotiques (facteurs) : Les facteurs écologiques d'un milieu naturel qui dépendent des organismes vivants sont appelés facteurs biotiques. Ce sont toutes les interactions qui existent entre les êtres vivants, animaux et végétaux, présents dans un écosystème donné : compétition alimentaire et spatiale, prédation et parasitisme entre autres. (2)

Biotope (ou milieu) : Elément abiotique (milieu physique et chimique). (1)

Le biotope désigne la composante non vivante d'un écosystèmes, c'est-à-dire l'environnement physico-chimique et climatique dans lequel vivent toutes les espèces végétales et animales d'un milieu naturel déterminé. On regroupe sous l'appellation biocénose l'ensemble de ces populations végétales et animales. L'association biocénose-biotope constitue l'écosystème. (2)

Au sens écologique strict il s'agit de la partie structurelle non vivante d'un écosystème, comme le climat, la terre ou l'eau. Dans un sens plus large, c'est l'espace dans lequel vivent et se reproduisent les organismes d'une communauté biotique. (3)

Bras mort : ancien lit d'un fleuve ou d'une rivière où l'eau est plus ou moins stagnante. Il témoigne de la dynamique fluviale. (13)

Bryologie : Etude des mousses. (11)

Bryophytes : Embranchement regroupant les mousses et les hépatiques (plantes sans fleur, chlorophyliennes et dépourvues de vaisseaux conducteurs de sève). (11)

Calcicole (espèce) : qui pousse bien en sol calcaire. (15)

Calcicole (pelouse) : Formations végétales héliophiles, composées principalement de plantes herbacées vivaces formant un tapis plus ou moins continu, sur un sol calcaire sec et pauvre en éléments minéraux nutritifs.

Campagne de collecte des données (*survey* en anglais) : exercice débouchant sur l'ensemble d'observations qualitatives ou quantitatives, faisant généralement appel à une procédure standardisée pendant une période de temps restreinte, mais sans idées préconçues quant aux résultats qu'il faudrait obtenir (Goldsmith, 1991). (3)

Caractéristique (espèce) : Notion utilisée pour la description des groupements végétaux. Une espèce végétale est dite caractéristique d'une association lorsqu'elle est étroitement liée à cette dernière. (2)

Espèce végétale si étroitement liée à une association végétale qu'elle sert à la caractériser. (6)

Caractéristiques écologiques : Structure des éléments biologiques, chimiques et physiques d'une zone et relations entre ces éléments. Découlent des interractions entre les processus, fonctions, attributs et valeurs de l'écosystème (ou des écosystèmes). (Ramsar, 1996, Brisbane). (3)

Carnivore : Etre vivant qui se nourrit de chair. (15)

Cavernicole : Qualifie les organismes vivant dans les grottes et cavernes, mais aussi les animaux qui utilisent des cavités (d'arbres ou de rochers) pour s'abriter ou se reproduire. (2)

Charadriiformes coloniaux : le groupe des charadriiformes coloniaux comporte les sternes, goélands, guifettes, avocettes, échasses et autres petits échassiers et limicoles nichant en colonies

Climatiques (facteurs) : Facteurs écologiques liés aux caractéristiques du climat : éclairement (lumière), température, pluviométrie, hygrométrie, vent, neige. Tous ces facteurs climatiques ont une action simultanée et combinée. (2)

Climat : Ensemble des conditions atmosphériques d'une région donnée dans un intervalle de temps donné. Habituellement, le climat est représenté par les éléments météorologiques suivants : température, précipitations, humidité, ensoleillement et vitesse du vent. (15)

Cohorte : Dans la même population, une cohorte est un groupe d'individus ayant vécu un même événement durant la même période de temps. (6)

Colonie : C'est un rassemblement d'oiseaux regroupant de quelques couples à plusieurs dizaines de milliers d'individus sur un site de nidification (grands arbres, îlots, roselières...). 13 % des espèces d'oiseaux sont coloniales. Cette concentration permet entre autres une meilleure défense contre les prédateurs.

Les colonies peuvent être composées d'une seule espèce (flamants roses) ou de plusieurs (hérons arboricoles, laridés). Elles sont plus ou moins structurées selon les espèces, pouvant aller jusqu'à la formation de crèches.

Communauté végétale : Ensemble des végétaux d'une biocénose, structuré et relativement homogène, occupant un biotope. (1)

Conductivité : Aptitude d'une solution aqueuse à conduire un courant électrique. L'eau pure a une conductance spécifique très faible, mais celle-ci augmente avec la concentration en ions chargés dans la solution (Goudie, 1985). (9)

Connectance : Ensemble des caractéristiques d'un paysage permettant la mobilité d'une espèce.

Connectivité : Terme employé pour décrire la facilité avec laquelle un animal traverse un milieu intermédiaire qui sépare deux zones vitales pour passer de l'une à l'autre. (12)

Coprophages : Voir *Détritivore*

Corridor : Zone de passage, zone d'échange, espace le long et autour duquel un réseau écologique est maintenu. Un corridor biologique est l'ensemble d'éléments de territoires, de milieux et/ou du vivant qui relient fonctionnellement entre eux les habitats essentiels de la flore, les sites de reproduction, de nourrissage, de repos et de migration de la faune. Ce sont de fait des continuums biologiques ou physiques, matériels ou non, réellement continus ou en "pointillés" permanents ou non, différents selon les espèces ou les groupes d'espèces. (15)

Courantologie : Science qui a pour objet l'étude du mouvement et du déplacement d'une masse d'eau. (15)

Cryptogame : Végétal dont les organes de fructification sont cachés. (15)

DBO5 : Demande biologique en oxygène à 5 jours. Paramètre indiquant les possibilités d'autoépuration d'un milieu aquatique et correspondant à la quantité d'oxygène consommée pendant 5 jours à + 20°C, à l'obscurité, par les micro-organismes de l'eau lors de leur oxydation de composés biodégradables. (Test normalisé pour estimer la quantité d'oxygène nécessaire pour oxyder les rejets d'effluents pollués dans un cours d'eau ; exprimé en grammes d'oxygène par jour et par habitant). (6)

Conservation : Protection et gestion attentive de l'environnement et de ses ressources naturelles. La conservation a pour objet d'empêcher la destruction, la perturbation ou le gaspillage de ces ressources en vue d'assurer leur utilisation durable. (15)

Débit : Transport du liquide : quantité d'eau transportée par un cours d'eau en un temps donné ; est exprimé en m^3/s. (14)

Delta : Ebouchure d'un cours d'eau dans la mer ou un lac, généralement situé entre des bras du fleuve, de forme triangulaire et résultant de l'accumulation d'alluvions. (13)

Dendrométrie : Sciences et techniques visant à étudier la forme, l'accroissement et les dimensions d'un arbre. (15)

Densité (d'une espèce) : Paramètre repérant l'abondance relative d'une espèce dans un écosystème. Elle correspond au nombre d'individus rapporté à une unité de surface fixée en fonction de la taille de l'espèce et qui va du m^2, pour les invertébrés du sol, au km^2, pour les grands herbivores. (6)

Détritivore : Qualifie le régime alimentaire de tous les organismes qui se nourrissent de matière organique alimentaire de tous les organismes qui se nourrissent de matière organique non vivante, qu'elle soit d'origine animale ou végétale. Cette appellation regroupe plusieurs types de régimes alimentaires spécialisés. En milieu terrestre, on trouve les saprophages qui consomment de la matière organique non différenciée en voie de putréfaction, les nécrophages qui se nourrissent de cadavres d'animaux, les coprophages qui se nourrissent d'excréments d'autres espèces et les géophages qui ingèrent de l'humus pour en retirer les matières organiques. (2)

Dispersive (population) : Population dans laquelle les individus ont tendance à migrer pour coloniser de nouveaux sites. (12)

Diversité biologique : voir biodiversité.

Diversité spécifique (des espèces) : Caractérise le nombre plus ou moins grand d'espèces qui composent un peuplement. Elle est exprimée par différents indices. (6)

Richesse en espèces de plantes, d'animaux et de microorganismes vivant dans une région donnée. (15)

Diversité des écosystèmes : variabilité des types d'écosystèmes. (15).

Diversité génétique : Ensemble des variations infinies de combinaisons génétiques possibles parmi des individus qui permettent à une espèce de s'adapter aux changements que connaît l'environnement. (15)

Dominance : Paramètre d'ordre quantitatif servant à décrire la structure d'un groupement végétal. Le degré de dominance d'une espèce par rapport aux autres est évalué à partir du recouvrement – c'est-à-dire la surface relative au sol couverte par l'espèce. On définit ainsi cinq coefficients de dominance. (2)

Dynamique des écosystèmes : Discipline de l'écologie qui étudie l'évolution, dans le temps et dans l'espace, des écosystèmes et des paysages. (2)

Dynamique des populations : Discipline de l'écologie qui étudie l'action des facteurs écologiques sur l'évolution démographique des populations. (6)

Dynamique végétale : Succession dans le temps des espèces et groupements végétaux en un lieu donné. La dynamique progressive conduit des stades pionniers vers des stades plus matures dit climatiques, en général de type forestier, en passant par tous les stades intermédiaires (prairie, formation arbustive). La dynamique est dite régressive lors du retour en arrière, dû à des causes naturelles (feu, glissement de terrain, érosion...) ou artificielles (défrichement, pâturage...). (13)

Echolocation : Localisation des obstacles et des proies par émission d'ultrasons puis réception des ultrasons réfléchis, observées chez certains animaux (chauves-souris, dauphins). (15)

Ecocomplexe (ou paysage) : Assemblage localisé d'écosystèmes interdépendants qui ont été modelés par une histoire écologique et humaine commune. (1)

Ecologie : L'écologie – c'est-à-dire la science de l'habitat – est une discipline biologique qui étudie les interactions des organismes vivants et de leur milieu de vie, ainsi que les rapports qui existent entre ces êtres vivants. (2)

Ecophase : Stade du développement d'un organisme animal caractérisé par une adaptation à des conditions écologiques particulières pour l'ensemble des facteurs qui la caractérisent ou pour certains d'entre eux, l'habitat d'une écophase larvaire pouvant même être distinct de celui de l'organisme adulte correspondant (écophases successives du cycle des insectes : oeufs, larves, nymphes et adultes correspondent à autant d'écophases distinctes). (15)

Ecophysiologie : Discipline de l'écologie qui étudie les effets des facteurs écologiques d'un écosystème déterminé sur la physiologie de l'individu, considéré isolément. (2)

Ecosystème : Formé d'un biotope et d'une biocénose indissociable et qui réagissent l'un sur l'autre (Tansley, 1935). (1)

Unité écologique, stable dans le temps, formée par l'ensemble des organismes vivants – c'est-à-dire la biocénose – habitant un milieu naturel donné et par ce dernier – appelé biotope. Au delà de cette composante matérielle, l'écosystème représente une unité fonctionnelle, qui intègre les interactions entre les espèces et leur milieu de vie, et les rapports existant entre ces espèces. (2)

Ecotone : Interface entre deux milieux contrastés. Par exemple l'écotone entre le milieu terrestre et le milieu aquatique peut être une ceinture d'hélophytes ; l'écotone entre une prairie humide et une forêt inondable est une lisière abritant des espèces particulières. (5)

Interface entre deux écosystèmes voisins présentant une identité suffisante pour se différencier d'entre aux et avoir un fonctionnement écologique particulier. (6)

Ecotype : Population locale d'une espèce qui se caractérise par l'acquisition génétique de modifications sélectionnées par des conditions écologiques particulières. (6)

Edaphiques (facteurs) : Facteurs écologiques liés aux caractéristiques physiques et chimiques du sol : texture (présence de cailloux et de graviers, proportions de sable, de limon et d'argile), structure, porosité, teneur en eau, degré d'acidité (pH), teneur en éléments minéraux. Les facteurs édaphiques ont une influence particulièrement grande sur les végétaux. (2)

Eléments nutritifs : Aussi désignés sous le nom de substances nutritives ou de nutriments, ils sont essentiels à tous les organismes vivants. Ils comprennent notamment l'azote, le phosphore, le carbone, l'hydrogène, l'oxygène, le potassium, le souffre, le magnésium et le calcium et d'autres éléments nécessaires en très faible quantité (oligoéléments). On retrouve ces éléments dans l'air, le sol et l'eau. (15)

Endémique : Espèce indigène d'un lieu donné, et qu'on ne trouve nulle part ailleurs. (16)

Endoréique : Qui présente les caractères d'une région dont les cours d'eau n'atteignent pas la mer et se perdent dans les dépressions intérieures. (13)

Envahissante : Se dit d'une espèce qui a gagné une région et s'y est propagée tellement rapidement qu'elle a remplacé certaines des espèces indigènes. (15)

Epigé(ée) : Qualifie les organismes qui vivent et se développent au-dessus du niveau du sol. (2)

Epiphytes : Ensemble des végétaux vivant fixés sur d'autres, comme par exemple les lichens, mousses, champignons et algues des troncs d'arbres. (2)

Etrepage : arrachement de la végétation et décapage de la tourbe jusqu'au substrat minéral. (7)

Méthode de gestion des milieux tourbeux consistant à enlever la végétation aérienne ainsi que l'humus afin de reconstituer les groupements pionniers de la colonisation végétale. (13)

Espaces : Endroits où vivent les différentes espèces végétales et animales. Def site internet

Espèce : Unité de base de la classification des êtres vivants. (6)

Classe d'individus ayant en commun certains caractères physiques et pouvant donner des descendants féconds par croisement réciproque. Voir sous-espèce. Def site internet.

Espèce indicatrice : Espèce dont on surveille la situation et l'évolution parce qu'elle indique l'état de l'environnement dans son ensemble.

Estivation : Etat d'engourdissement des reptiles pendant l'été. (12)

Estuaire : Embouchure d'un fleuve dans la mer. Assez restreint dans les mers aux marées faible, les estuaires sont beaucoup plus étendus là où les marées sont importantes, la limite de

salure des eaux pouvant remonter à plusieurs dizaines de Km vers l'amont. (13)

Etiage : Niveau de basses eaux. (13)

Etiologique (étude) : Qui se rapporte aux causes. (15)

Etude pilote : étude préliminaire entreprise pour tester la faisabilité d'un programme de travail plus détaillé à venir et l'adéquation de la méthode choisie. (9)

Euryèce : Espèce à exigences écologiques peu spécialisées. (7)

Euryhaline (espèce) : Espèce marine supportant de grandes variations de salinité. (15)

Eutrophe : Qualifie un organisme – végétal surtout – tolérant de grandes variations du taux d'humidité de l'air ambiant. (2)

Se dit d'un écosystème aquatique riche en éléments minéraux et en matière organique, dont la production biologique et la biomase sont élevées. (16)

Eutrophisation : Déséquilibre des flux de matière et d'énergie résultant d'une accumulation de matière organique dans une pièce d'eau isolée et aux conséquences parfois néfastes. (6)

Phénomène d'enrichissement en matières organiques ou en substances nutritives (nitrates, phosphates...) pouvant entraîner de graves perturbations dans les écosystèmes aquatiques : production en grande quantité de matière végétale, chute du taux d'oxygène dissous, mortalité massive de poissons, disparition des espèces sensibles, banalisation de la flore et de la faune... (13)

Evaluation (1) :

Le travail de synthèse de G. Barnaud (1997) sur l'évaluation du patrimoine naturel reprend la définition de Usher (1986) sur l'évaluation. D'après cet auteur, les évaluations, réalisées bien souvent de manière plus intuitives que scientifique, doivent logiquement comporter une phase de jugement, suivi d'une phase de comparaison et aboutir à un classement en fonction d'un objectif bien défini. Trois notions interdépendantes, correspondant à trois niveaux de l'évaluation, sont utilisées :

- les attributs ou caractéristiques (par exemple liste des espèces, ou des habitats d'un site ; caractéristiques des populations d'une espèce ; données physiques sur un site ; etc.)
- les critères ou outils de l'évaluation : expression élaborée d'un ou plusieurs attributs (richesse spécifique, diversité, rareté, etc.)
- les valeurs : équivalentes à des jugements et reflétant des valeurs humaines.

D'après P. BLANDIN (1986), le terme de bioévaluation est utilisé pour désigner l'ensemble des procédures à fondements biologiques qui peuvent servir à l'établissement de diagnostics écologiques. La bioévaluation doit conduire à des choix, qu'il s'agisse de désigner des espèces et des milieux à protéger, ou des actions à entreprendre pour conserver, restaurer ou transformer des écosystèmes.

En ce qui concerne les différents stades d'une évaluation, Ratcliffe (1971) distingue :

- les inventaires pour localiser et décrire les éléments présumés intéressants pour la conservation,
- l'application de normes de jugement aux données collectées afin de les hiérarchiser et d'éliminer les éléments les moins intéressants,
- le choix final d'un nombre limité d'éléments de grande qualité en fonction des objectifs visés.

Evapotranspiration : Paramètre bioclimatique équivalent à la somme de la quantité d'eau transpirée par les végétaux et évaporée par les sols. (2)

Exogène (espèce) : espèce introduite dans une région ou un environnement où elle n'est pas indigène. (9)

Exotique (espèce) : Tout organisme introduit de façon délibérée ou par inadvertance par les humains dans un écosystème se trouvant à l'extérieur de son aire de répartition normale. (Def Site internet)

Exuvie : Mue. Enveloppe nymphale ou larvaire abandonnée lors de la métamorphose en insecte ailé. (15)

Fluctuation des populations : Toute population naturelle subit des variations d'effectifs dont l'amplitude et la fréquence diffèrent selon les espèces :

- population stables : variant peu,
- populations cycliques : à fluctuations saisonnières, annuelle ou pluri-annuelle,
- population à fluctuation apériodique. (6)

Formation végétale : Groupement végétal naturel d'aspect défini, sans égard aux espèces qui le constituent. (6)

Fragmentation : Morcellement d'un milieu sauvage en unités discontinues résultant d'activités humaines ou de perturbations naturelles.

Frayère : Lieu de reproduction des poissons. (13)

Fréquence d'une l'espèce : Pourcentage des individus d'une espèce par rapport au total des individus d'une biocénose. (6)

C'est la probabilité de trouver une espèce dans l'échantillon.

Géophytes : Catégorie de plantes vivaces dont les organes de survie sont exclusivement souterrains. (2)

Ces espèces sont soit à **bulbe** (Endymion, Narcisse), soit à **rhizome** (Sceau de Salomon, Parisette), soit à **tubercule** (*Orchis sp., Arum sp., Bryone sp.*). Ces plantes tendent à être les plus communes dans les régions tempérées;

Géomorphologie : étude des formes du relief terrestre et des phénomènes qui leurs ont donné naissance (géomorphologie glaciaire, fluviatile, éolienne...). (11)

Gradient : Variation progressive et continue d'un facteur écologique. (6)

Habitat : Cadre écologique (biotique et abiotique) dans lequel vit un organisme, une espèce, une population ou un groupe d'espèces. (1)

Environnement typique dans lequel une espèce animale donnée peut être rencontrée. (2)

Halieutique : Qualifie toutes les activités relevant de la pêche sous toutes ses formes, professionnelle ou de loisir, en eau douce ou marine. (15)

Qualifie toutes les activités de pêche. (14)

Halophile (végétation) : Les sels de sodium contenus dans le sol empêchent le développement normal de végétaux. Certaines espèces végétales se sont toutefois adaptées à la vie sur les sols sursalés : ces plantes – appelées halophytes – et les groupements végétaux qu'elles forment sont qualifiés d'halophiles. (2)

Organisme vivant naturellement dans des terrains imprégnés de sel ou dans des eaux sursalées. (6)

Héliophile : Qualifie les végétaux dont l'activité photosynthétique est maximale en pleine lumière. Ces plantes également dites de lumière sont regroupées sous l'appellation générale d'hélophytes. Elles ne se développent pas à l'ombre d'autres espèces (2)

Hélophyte : Plante aquatique développant un appareil végétatif (tige, feuille) et un appareil reproducteur (fleurs) hors de l'eau, mais dont les racines et tiges souterraines sont généralement ancrées dans un sol gorgé d'eau. (5)

(ou « plante de vase ») qui se trouve dans la vase, inondée au moins un fois en hiver. Une grande partie de l'appareil végétatif et reproducteur de ces plantes sont hors d'eau. Ce sont les **roseaux** (Phragmites, *Typha sp.*) et *Ranunculus sp., Lingua sp.*. La plupart ont un puissant rhizome traçant, certaines sont cespiteuses et forment des **touradons** (*Carex paniculata*) dont les bourgeons deviennent bientôt érigés (forme de passages aux hémicryptphytes).

Hémicryptophytes : Catégorie de plantes vivaces dont les bourgeons se situent à la surface du sol. (2)

Hémipénis (reptile) : Organe copulatoire des lézards et des serpents. (15)

Herbivore : Qualifie le régime alimentaire d'un animal qui se nourrit de végétaux herbacés. (2)

Hydraulique : Etude des écoulements ; se traduit pas des données sur les hauteurs d'eau, les vitesses du courant en un point donné, en un instant donné. (14)

Hydrophyte : Plante vivant entièrement dans l'eau, sauf les fleurs, flottantes, nageante ou immergées, fixées ou non. (7)

(ou « plantes aquatiques ») que l'on trouve dans l'eau ou dans la vase inondée en permanence. Ces plantes sont totalement **immergées** (sauf souvent les fleurs) ou affleurant à la surface de l'eau. Elles peuvent être enracinées, donc fixées au fond (Nénuphar, Potamot) ou non (Cératophylle, Lentille d'eau), flottants (Nénuphar, *Potamogeton fluitans* et *P. natans, Lemna minor*) ou nageants, totalement immergées (*Potamogeton perfoliatus*, Elodée, *Lemna trisulca*).

Hydrobiologie : Etude de la vie aquatique, notamment animale, visant à apprécier la qualité des habitats aquatiques. (11)

Science qui étudie les organismes aquatiques. Def site internet

Hydrologie : Science ayant pour objet l'étude de la nature, de la formation et des propriétés mécaniques, physiques et chimiques des eaux marines et continentales. (13)

Hydrosystème : Ecosystème spécifique à la rivière et aux milieux environnants qui lui sont liés (zones humides par exemple). (14)

Hygrophyte : Plante (dite hygrophile) qui croît dans les milieux humides inondés temporairement. (13)

IBG (Indice Biologique Général) : Note de 0 à 20 attribuée au niveau d'une station de mesure après étude du peuplement d'invertébrés aquatiques des cours d'eau. La valeur de cet indice dépend à la fois de la qualité du milieu physique (structure du fond, état des berges...) et de la qualité de l'eau ; elle prend toute sa signification avec l'interprétation indispensable qui doit être faite. Cette méthode n'est valable que pour les cours d'eau (à l'exclusion des lacs, étangs et grands fleuves). Norme NF T90-350. (15)

Imago : Stade de l'insecte arrivé à son complet développement et capable de se reproduire. (15)

Indicateur : se dit d'une espèce (ou d'un groupe d'espèces) capable d'apporter par sa présence ou son absence des indications sur le milieu. (14)

Indigène : Se dit d'une espèce qui habite naturellement dans une région ou un pays donné. Def site internet

Intertidal : Se dit de la zone comprise entre les niveaux des marées les plus hautes et ceux des marées les plus basses. Def site internet

Invertébré benthique : Petits animaux (larves, insectes, mollusques, crustacés, etc.) vivant sur le fond. (14)

Juvenile : Jeune non encore sexué. (15)

Lacustre : Qui vit sur les bords ou dans les eaux d'un lac. (13)

Lagune : Terme général désignant des écosystèmes aquatiques situés en zone littorale, caractérisés par un faible renouvellement de leurs eaux lié au confinement. Ils servent de frayères et/ou de nurserie pour de nombreuses espèces de poissons marins de grande importance. (13)

Limmicole : Qui vit dans ou sur la vase ; s'applique surtout aux oiseaux. (13)

Litière : Couche supérieure du sol forestier couvert de matières organiques plus ou moins en décomposition. (15)

Macrophytes : Désigne l'ensemble des plantes aquatiques macroscopiques – c'est-à-dire visibles à l'œil nu. (2) Littéralement grandes plantes, terme utilisé pour décrire les plantes aquatiques autres que les algues microscopiques (Finlayson et Moser, 1991). (9)

Végétaux composés de nombreuses cellules (tous les végétaux supérieurs sont des macrophytes). (15)

Marais : Milieu humide dominé par de la végétation herbacée et où il ne s'accumule pas de matières organiques engrades quantités. (15)

Ensemble des milieux humides où la nappe d'eau stagnante superficielle est généralement peu profonde. (13)

Mésophile : Qualifie un organisme qui se satisfait d'une hygrométrie moyenne. (2) Organisme ou communauté ne tolérant pas les valeurs extrêmes d'un facteur écologique (humidité surtout). (7)

Mésotrophe : Se dit d'un écosystème aquatique à un état intermédiaire entre les stades oligotrophe et eutrophe. Glossaire ZH

Mégaphorbiaie : Végétation hygrophile méso-eutrophe à hautes herbes, souvent présentes en périphérie des tourbières. (7)

Métapopulation : C'est une population structurée en unités distinctes (des sub-populations) séparées par des barrières géographiques et interconnectées par le biais de mouvements de dispersion. Certaines de ces sub-populations se comportent comme des « sources » où la natalité excède la mortalité, d'autre comme des « puits » où la mortalité excède la natalité. Entre les sub-populations, relativement isolées, d'une même espèce ont lieu des échanges limités de gènes qui assurent un brassage suffisant à la survie de l'espèce. (6)

Micro-habitat : Conditions locales particulières lorsque l'habitat est hétérogène. Exemples : îlot de végétation, berges...

Microphages : Qualifie les micro-organismes et les végétaux (généralement microscopiques ou de très petite taille) qui participent à la dégradation de la matière organique. (2)

Migrateur : Se dit d'une espèce animale qui effectue des déplacements périodiques entre ses zones de reproduction et de développement. (13)

Milieu : Terme général pouvant être utilisé soit dans le sens habitat, soit dans celui d'écosystème. (2)

Terme général utilisé pour désigner un ensemble écologique présentant des conditions particulières : milieu aquatique, fluvial, estuarien, lacustre, terrestre... (13)

Morphodynamique : Etude de l'évolution des formes du lit et des berges sous l'effet conjugué des débits liquides et du transport solide. (14)

Mycologie : Etude des champignons. (11)

Mycorhize : Association symbiotique trophique entre les racines de végétaux et des champignons. (7)

Nappe alluviale : Volume d'eau souterraine contenu dans des terrains alluviaux, en général libre et souvent en relation avec un cours d'eau. (13)

Nappe phréatique : voir phréatique

Necrophage : Qualifie un organisme qui se nourrit de cadavres, de matières animales en décomposition. (15)

Neutrophile : Qualifie les espèces végétales et les groupements qui se développent sur les sols neutres (pH = 7). (2)

Niche écologique : Concept situant la place et le rôle dans un écosystème (c'est-à-dire à la fois son habitat, son régime alimentaire, ses rythmes d'activité, ses relations avec les autres espèces). (6)

Nitrophiles : Qualifie les espèces végétales et les groupements qui s'installent préférentiellement sur les sols riches en azote nitrique et ammoniacal, par suite de la présence de déchets organiques. (2)

Niveau trophique : Niveau d'alimentation au sein d'un système biologique. Position dans la chaîne alimentaire (Lapedes, 1976). (9)

Nivologie : Etude de la neige et des phénomènes afférents. (11)

Nyctemère : Espace de temps comprenant un jour et une nuit et correspondant à un cycle biologique. (15)

Nymphose : Etat de nymphe (état intermédiaire entre la larve et l'imago). (15)

Oligotrophe : On qualifie d'oligotrophe les lacs d'eau douce pauvres en éléments minéraux nutritifs dissous. (2)

Caractérise un milieu naturel pauvre en éléments nutritifs en opposition aux milieux eutrophes. (13)

Organique : Qui provient de tissus vivants ou de leur transformation (13)

Ornithologie : C'est la partie de la zoologie qui étudie les oiseaux. (13)

Ovipare : Qui se reproduit par des œufs pondus avant ou après fécondation, mais avant éclosion.

Oxydé : Etat dans lequel se trouvent les composants chimiques du sol en conditions relativement riches en oxygène. Ex : fer ferrique, soufre sulfate. Contraire de réduit. (5)

Paludicole : Organisme qui vit dans les marais ; s'applique essentiellement aux oiseaux. (13)

Palustre : Qui vit ou qui croît dans les marais. (13)

Parapluie (Espèce) : Une espèce parapluie a diverses exigences écologiques et a besoin de grands espaces. Sa protection sera utile à de nombreuses autres espèces qui partagent le même habitat mais ne nécessitent pas autant d'espace. (15)

Parturition (chauves-souris) : Mise bas chez les animaux. (15)

Passereaux : Le plus important ordre d'oiseaux réunissant plus de la moitié de toutes les espèces actuelles d'oiseaux, essentiellement des oiseaux percheurs et chanteurs. (15)

Pathogène : Tout ce qui est susceptible de provoquer des maladies. (15)

Patrimoine : Ensemble des objets, des lieux et des idées hérités du passé, y compris les éléments naturels et anthropiques, qui ont un sens particulier pour une communauté et qu'il est important de préserver pour les générations futures. (15)

Pattern : Modèle simplifié d'une structure. (15)

Pédologie : Discipline de l'écologie qui étudie les sols, leur formation et leur évolution, afin d'en effectuer le classement. (2)

Peuplement : Ensemble d'individus appartenant à différentes espèces d'un même groupe systématique et vivant dans un même écosystème. (2)

(*Community* en anglais) Ensemble des populations appartenant à un même groupe taxonomique vivant dans un endroit et à un moment donné et qui présente une écologie semblable. Ex : les peuplements de passereaux paludicoles de la roselière. (5)

pH : Mesure de l'acidité de l'eau. (3)

Paramètre exprimant une quantité d'ions acides dans un milieu et donc en mesurant l'acidité ou l'alcalinité. (6)

Indice exprimant de degré d'acidité ou alcalinité sur une échel-

le de 0 à 14, 0 équivalant à l'acidité maximale, 14 à l'acidité minimale et 7 à la neutralité. (15)

Un pH inférieur à 7 indique le caractère acide, un pH supérieur à 7, la basidité. L'acidité ou la basicité du sol ou de l'eau est un facteur déterminant dans le fonctionnement d'un écosystème. (13)

Phanérogame : Ensemble des végétaux dont le mode de reproduction est basé sur les fleurs et les graines. (15)

Phénologie : Terme désignant l'étude des variations des phénomènes périodiques de la vie animale (chant des oiseaux, migration, métamorphose, diapause, hibernation...) et végétale (germination, feuillaison, floraison, chute des feuilles) en fonction du climat, des saisons. On parle également de la phénologie de telle ou telle espèce, c'est-à-dire la succession des différentes phases de son cycle de vie. (2)

Philopatrie : Fait référence à l'instinct ou la tendance d'un individu à revenir, ou de rester dans, sa zone de naissance. (15)

Photique : zone superficielle d'un écosystème aquatique dans laquelle pénètre la lumière.

Phototropisme : Déplacement de la feuille, de la tige ou des deux vers plus de lumière. (15)

Photomètre : Un spectro-photomètre est un appareil d'analyse biologique qui mesure la turbidité d'une solution. (15)

Phréatique (nappe) : Nappe d'eau souterraine formée par l'infiltration de l'eau de pluie et qui alimente les sources et les puits. (6)

Phytocénose : On appelle phytocénose ou groupement végétal tout ensemble de plantes vasculaires ou cryptogamiques habitant un espace uniforme de la surface terrestre, espace caractérisé par certains rapports spécifiques existant non seulement entre les végétaux, mais aussi entre ces derniers et les conditions de leur habitat grâce à quoi est ainsi créé un milieu spécifique, le milieu végétal. (8)

Phytophage : phage : qui se nourrit ; phyto : végétal. Qui se nourrit de plantes. (5)

Phytosociologie : Discipline de l'écologie qui étudie les groupements végétaux. Basée sur des critères de composition spécifique, la phytosociologie met en évidence, décrit et classe les associations végétales (2)

Etude des communauté végétales, qui réunissent des espèces végétales aux affinités communes. Elle permet soit d'évaluer la dynamique des habitats (phytosociologie diachronique, conduite pendant plusieurs années sur des quadrats de référence), soit de caractériser les différentes communautés végétales présentes sur un site (phytosociologie synchronique). (11)

Piézomètre : C'est simplement un tube creux planté assez profondément dans le sol pour que l'eau de la nappe y remonte, complété d'un système gradué permettant une lecture facile (voir schéma plus loin), et si nécessaire d'un système permettant des prélèvements pour analyse. Un limnigraphe est l'équivalent muni d'un système automatique d'enregistrement des hauteurs d'eau. (MEDWET)

Un piézomètre est un ouvrage de petit diamètre analogue à un tube manométrique ouvert en un point p au dessus d'une colonne de sable dans lequel est mesurée la hauteur de la colonne d'eau par rapport à un plan de référence (Ramade, 1998).

Piézométrie : Etude des fluctuations des nappes souterraines au moyen de piézomètres (tubes ouverts dans leur extrémité supérieure et enfoncés dans le substrat. (11)

Pionnier (ère) : Espèce végétale qui a la faculté de coloniser en premier les milieux vierges mais qui tend par la suite à disparaître face à la compétition de nouvelles espèces végétales.

Se dit d'une espèce ou d'une végétation apte à coloniser des terrains nus.

Placette : Petite surface où on fait des relevés de mesure (hauteur, diamètre, ...). (15)

Population : Ensemble d'individus appartenant à une seule et même espèce. (2)

Une population est un groupe d'individus de la même espèce qui occupent une surface donnée à un moment donné... L'ensemble des gènes d'une population est continuellement redistribué dans cette population. (4)

Population et site :

- un site correspond à une zone géographique limitée dans laquelle l'espèce a été inventoriée,
- une population correspond à une zone écologiquement homogène avec une répartition continue de l'espèce. On pourra donc trouver plusieurs populations différentes dans un même site

Potentiel rédox : Echelle indiquant la réduction (addition d'électrons) et l'oxydation (enlèvement d'électrons) pour un produit donné. La position sur l'échelle est exprimée sous forme de potentiel électrique en millivolts. (3)

Ou potentiel d'oxydo-réduction. Eh : mesuré en millivolts, il permet d'évaluer la position d'un sol entre les états « oxydé » (Eh = 0) et « réduit » (Eh très négatif, jusqu'à –300 mV). En fonction de ce potentiel les ions di sol vont se présenter sous l'une ou l'autre forme. Par exemple, le fer passe de l'état ferreux (Fe^{2+} brun noir) à ferrique (Fe^{3+} rouille). Les ions à l'état réduit sont souvent toxiques pour les plantes. (5)

Préservation : Action de conserver quelque chose dans son état initial. (15)

Production : C'est est la part d'énergie assimilée qui est retenue et incorporée dans la biomasse de l'organisme. La production est exprimée en grammes de matière sèche par m_ et par an.

Pronotum : Partie antérieure du thorax d'un insecte. (15)

Protocole : Calendrier de procédure ou ensemble de règles. (3)

Quadrat : Surface d'échantillonnage, souvent de 1 mètre carré, employée pour étudier la composition d'une superficie de végétation. La zone est généralement définie par un cadre, parfois subdivisé par une trame plus fine, posé sur le sol. (Allaby, 1988). (3)

Aire de forme carrée et de surface déterminée pour servir de base d'échantillonnage dans les recherches d'écologie terrestre. (6)

Zone de terrain représentative, matérialisée habituellement par 4 piquets, sur laquelle est conduit un relevé (relevé phytosociologique, ornitologique, de productivité fourragère, etc.). (11)

Radio-tracking : technique qui nécessite la pose d'un émetteur radio sur l'animal et l'utilisation d'un récepteur d'ondes pour le localiser ou le suivre dans ses déplacements. (12)

Rare : Désigne les espèces végétales et animales qu'on trouve en petit nombre ou seulement dans une zone limitée, mais dont les populations ne sont pas en diminution. Def site internet.

Recensement : Dénombrement complet de toutes une population en fonction de variables spécifiques. (Allaby, 1988). (3)

Recouvrement : Paramètre utilisé pour l'étude des groupements végétaux. Le recouvrement correspond à la surface relative de sol couverte par une espèce déterminée. Sa valeur est exprimée en pourcentage de la surface échantillonnée. Voir *Dominance*. (2)

Réduit : Etat dans lequel se trouvent les composants chimiques d'un sol dépourvu d'oxygène, potentiel redox très négatif. Ex : fer ferreux, soufre sulfure. Contraire de « oxydé ». (5)

Référence : Ensemble de données servant de base d'information, de base de référence ou de point de départ. (3)

Régime alimentaire : Composition de la nourriture d'un consommateur. On parle de :

- polyphage : qui mange de nombreuses espèces,
- oligophage : ne mange que peu d'espèces,
- monophage : ne se nourrit que d'une seule espèce. (6)

Relevé floristique : Technique d'échantillonnage utilisée en phytosociologie pour la description des groupements végétaux. Elle consiste à dresser la liste exhaustive des espèces végétales présentes sur une unité de surface préalablement déterminée – l'aire minimale – en attribuant à chacune deux coefficient : l'un relatif à la dominance (ou abondance-dominance) de l'espèce et l'autre à sa sociabilité. (2)

Réseau hydrographique : Ensemble des cours d'eau permanents ou temporaires qui drainent un bassin versant, une région donnée. (14)

Réseau trophique : Réseau complexe de relations entre des organismes interdépendants du point de vue alimentaire. L'ensemble des chaînes alimentaires dans une communauté forment un réseau trophique. (15)

Rhéophile (poissons) : Se dit d'une espèce effectuant son cycle vital dans les eaux courantes (par exemple la Truite). (15)

Rhizome : Tige souterraine vivace de certaines plantes hélophytes. Il a un rôle de support de la structure de la plante, un rôle d'oxygénation des racines, il constitue généralement un organe de réserve et intervient dans la multiplication assexuée.

Richesse spécifique : Nombre d'espèces que comporte une communauté.

Ripisylve : Terme désignant les formations arborescentes qui s'installent le long des cours d'eau, composées en grande partie de saules et d'aulnes. (2)

Forêt riveraine, longeant les berges d'une rivière. (16)

Terme désignant les formations arborées qui se développent le long des cours d'eau, composées en grande partie de saules et d'aulnes. (13)

Roselière : Zone bordant une étendue d'eau où poussent les roseaux. On distingue principalement la phragmitaie constituée de roseaux communs, la scirpaie composée de Scirpes, la cariçaie formée de Lèches. (13)

Sansouire : Formation végétale méditerranéenne adaptée aux fortes variations d'humidité et de salinité. (13)

Saprophytes : Terme général regroupant les végétaux, les champignons et les micro-organismes qui se nourrissent de matières organiques mortes. (2)

Saprotrophe : Qui se nourrit de matières mortes ou en décomposition, comme l'humus. (15)

Saproxyliques (Coléoptères) : Coléoptères qui dépendent, pendant une partie de leur cycle de vie, du bois mort ou mourant ou de champignons du bois ou de la présence d'autres organismes saproxyliques.

Saumâtre : Toutes les eaux autres que l'eau douce et l'eau de mer, en général, eau légèrement salée. (13)

Sédiments : Masse de matériaux organiques ou inorganiques solides fragmentés, ou les fragments solides eux-même, provenant de l'effritement des roches et transportés, mis en suspension et déposés par l'air, l'eau ou la glace ; ou masse accumulée par tout autre agent naturel et formant des couches à la surface terrestre, comme le sable, les graviers, le limon, la boue ou le loess (Anon, 1986). (3)

Matière organique ou inorganique fragmentée résultant de l'altération du sol, de terrains d'alluvions et de matériaux rocheux, de l'érosion et du dépôt après transport par l'eau, le vent, la glace et la gravité. (15).

Sex-ratio : Paramètre démoécologique de grande importance, correspondant au rapport entre individus de sexe mâle et de sexe femelle dans une population animale donnée. Ce rapport est équilibré (proche de 1) dans la grande majorité des cas, sauf dans les populations d'espèces parthénogénétiques, comme certains insectes. (2)

S.I.G. ou Système d'Information Géographique : Logiciel de saisie infrmatique des données cartographiques, référencées par rapport à un système géodésique, et associé le plus souvent à une base de données. (11)

Système d'information qui recours à une base de données spatiale pour trouver réponse à des requêtes de nature géographique au moyen de diverses manipulations, tels que le tri, la recherche sélective, le calcul, l'analyse spatiale et la modélisation. (15)

Silicicole : Les plantes qui poussent préférentiellement sur les terrains riches en silice sont dites silicicoles ou calcifuges.

Sociabilité : Le coefficient de sociabilité d'une espèce végétale décrit la façon dont ses individus se répartissent dans une association végétale :

- individus isolés,
- plantes en touffes,
- plantes en taches,
- plantes en colonies et tapis,
- peuplement continu constitué d'une seule espèce.
- Chez les animaux on peut également noter différents degrés de sociabilité (isolé, grégaire, social...). (6)

Paramètre d'ordre qualitatif servant à décrire la structure d'un groupement végétal. Le degré de sociabilité d'une espèce décrit la façon dont les différents individus sont répartis les uns par rapport aux autres. (2)

Sous-espèce : A l'intérieur d'une espèce, groupement géographiquement défini de populations possédant des caractéristiques qui ne sont pas typiques de l'espèce dans son ensemble. (15)

Station : Unité de biotope présentant des valeurs de facteurs écologique particulières. (6)

Sténoèce : Qualifie les espèces dont l'intervalle de tolérance vis-à-vis d'un facteur donné est réduit. (2)

Strate : Couche à un niveau donné des organes végétaux :

- strate arborescente : > 7 m
- strate arbustive : 1 à 7 m
- strate herbacée : < 1m. (6)

Structure : Pour les végétaux, correspond à la disposition des individus les uns par rapport aux autres. Pour les animaux, aux proportions des classes d'âges et des sexes. (6)

Substrat : Matériau constituant le lit du cours d'eau et servant de support aux organismes vivants. (14)

Suivi biologique : Utilisation d'organismes vivants pour la mesure périodique de différents paramètres de la qualité environnementale. (3)

Suivi : Basé sur la surveillance et consiste à recueillir systématiquement dans le temps des données et autres informations pour vérifier le niveau de conformité avec une norme ou position prédéterminée (Finlayson). (3)

Sténoèce : Désigne des êtres vivants présentant une niche écologique étroite et présentant une faible capacité d'adaptation lors de variation de facteurs écologiques propres à son habitat. (15)

Surveillance : Programme de collecte de données, répété dans le temps, entrepris afin de fournir des séries temporelles, de confirmer la variabilité et/ou la gamme d'états ou de valeurs que l'on pourrait rencontrer, mais sans idées préconçues quant aux résultats qu'il faudrait obtenir (Goldsmith, 1991). (3)

Succès de reproduction : Paramètre démoécologique correspondant, pour un individu, au nombre de jeunes produits atteignant l'âge adulte. (2)

Syndynamique : Etude de la dynamique des communautés végétales. Cette dynamique peut être effectivement observée sur le site ou potentielle.

Synécologie : Branche de l'écologie étudiant les écosystèmes. (6)

Synusie : Communauté d'espèces ayant des exigences écologiques très proches et exploitant une ressource qui n'est pas répartie de façon diffuse dans l'écosystème mais qui s'organise en entités spatialement bien délimitées. (6)

Une synusie est l'ensemble de végétaux d'une même strate se développant simultanément, pendant une certaine période de l'année. Les espèces d'une même synusie ont souvent un développement parallèle et se concurrencent faiblement (Bournérias, 1979).

Taxon : Unité de classification biologique de rang quelconque. L'espèce, le genre ou la famille constituent des taxons.

Taxonomie : Discipline scientifique qui décrit et inventorie les espèces vivantes, et établit leur classification. (2)

Taxinomique (groupe) : Groupe déterminé en fonction de certaines lois de classification. (15)

Température : Grandeur physique qui caractérise la sensation de chaleur ou de froid laissée par le contact d'un corps. (15)

Temps : Etat de l'atmosphère défini par la température, le degré d'humidité, l'ensoleillement ou la nébulosité, les précipitations, les vents, etc. pendant une période déterminée. (15)

Territoire : Espace exclusif dans lequel un individu, un couple, voire un groupe social, se reproduit et ne tolère la présence d'aucun autre individu de sa propre espèce (exception faite de son partenaire et des autres membres du groupe social). (2)

Tourbeux : Type de sol (ou horizon) constitué essentiellement de matière organique noire ou brune à structure fibreuse, granuleuse ou feuilletée produite par la décomposition partielle et de débris végétaux en milieu gorgé d'eau. (13)

Tourbière : Zone à sol organique plus ou moins décomposé et humide. (15)

Formation végétale où dominent les végétaux hygrophiles (mousses, sphaignes) dont la croissance engendre une accumulation importante de matière organique, la tourbe. Les tourbières se forment lorsque le sol est constamment engorgé d'eau ; ce milieu asphyxiant empoche la dégradation de la matière organique. (13)

Transect : Coupe virtuelle selon un axe spatial déterminé, destinée à représenter schématiquement selon cet axe une séquence d'informations d'ordre écologique (type de milieu, structure de la végétation, espèces présentes ...). (2)

Triangulation : Méthode qui consiste à jalonner un itinéraire par un réeau de points que l'on choisis pour leur visibilité : tour, sommet, clocher... ces points devant former des triangles juxtaposés. Cette méthode fait appel à des calculs trigonométriques et permet, si l'on connaît tous les angles fomés par deux triangles adjacents et au moins une des longueurs d'un seul de ces deux triangles, de déterminer la grandeur de tous les côtés de deux triangles. (15)

Trophique : Relatif à l'alimentation des organismes vivant. (6)

Qui concerne les relations nutritionnelles. (15)

Turbidité : Perturbation de la transparence par des matières en suspension (MES). (14)

Types biologiques : Classification des végétaux en fonction de

leurs caractéristiques biologiques et morphologiques pour résister aux mauvaises conditions du milieu (froid, sécheresse, submersion). (7)

Ubiquiste : Espèce présente dans de nombreux biotopes. (7)

Urodèle : Amphibien à queue persistante. (15)

Valence écologique : Capacité d'une espèce à se développer selon un gradient plus ou moins large d'un facteur écologique donné. Etendue des variations des facteurs de l'environnement auxquelles une espèce peut survivre à long terme. (6)

Valeur patrimoniale : Valeur attribuée à des milieux, espèces ou ressources naturelles qui présentent un intérêt tel qu'ils doivent être conservés et transmis aux générations futures, qui appartiennes à l'héritage collectif.

Végétation : La végétation est l'émergence spatiale organisée de la flore (Miranda - 1980).

Vespérale (écoute) : Du soir, du couchant. (15)

Xylophage : Qualifie le régime alimentaire d'un animal qui se nourrit des parties ligneuses des végétaux. (2)

Zone humide : Zone recouverte d'une eau peu profonde qui entraîne la formation de sols hydriques et favorise la prédominance de plantes hydrophiles. (15)

Zoocénose : Fraction animale du peuplement d'un milieu; (15)

Zygoptère : Sous-ordre de Libellule dont la capsule céphalique est élargie perpendiculairement au corps et les yeux composés sont très nettement séparés. (15)

Sources :

(1) DELANOE, 1998.

(2) DUQUET M., 1993. Glossaire d'écologie fondamentale. Nathan : 127 p.

(3) RIDDIFORD N. 1999, in Pere Tomàs Vives (MedWet).

(4) DAJOZ, 1977.

(5) SINNASSAMY, 2000.

(6) FISCHESSER B. et DUPUIS-TATE M.F., Le guide illustré de l'écologie : 303-315.

(7) MANNEVILLE, 1999. Le monde des tourbières et des marais.

(8) GUINOCHET, 1973. Phytosociologie.

(9) PERE TOMAS VIVES. Suivi des zones humides méditerranénnes (MEDWET).

(10) RAMADE F., 1993. Dictionnaire encyclopédique de l'écologie et des Sciences de l'Environnement. EDISCIENCE International, Paris : 822 p.

(11) RN Tanet Gazon du Faing. Evaluation du plan de gestion 1994-1998.

(12) Lettre des réserves naturelles.

(13) Station biologique de la Tour du Valat.

(14) Rapport DIREN BRETAGNE.

(15) Repris de sites internet.

(16) Glossaire Zones Humides, snpn.

Sigles utilisés

ACM : Analyse en Composantes Multiples

AFC : Analyse Factorielle des Correspondances

ATEN : Atelier technique des espaces naturels

BIROE : Bureau international de recherche sur les oiseaux d'eau et les zones humides (maintenant Wetlands International)

CNRS : Centre national de la recherche scientifique

CORA : Centre Ornithologique de Rhône-Alpes

CORINE : Programme pour la coordination des informations sur l'environnement en Europe. Programme de la Commission Européenne visant à créer un système d'information sur l'état de l'environnement à travers l'ensemble de la Communauté européenne

CRBPO : Centre de Recherche sur la Biologie des Populations d'Oiseaux

CREN : Conservatoire régional des espaces naturels

CSP : Conseil Supérieur de la Pêche

DIOE : Dénombrements Internationaux d'Oiseaux d'Eau

DNP : Direction de la Nature et des Paysages

EPHE : Ecole Pratique des Hautes Etudes

GPS : Global Positioning System

GTV : Groupe Tétras Vosges

IBGN : Indice Biologique Global Normalisé

IFN : Inventaire Forestier National

IKA : Indice Kilométrique d'Abondance

IPA : Indice Ponctuel d'Abondance

LPO : Ligue pour la protection des oiseaux

MNHN : Muséum national d'histoire naturelle

OGM : Observatoire des Galliformes de Montagne

ONC : Office national de la chasse

ONF : Office national des forêts

ONZH : Observatoire national des zones humides

OPIE : Office pour l'étude des Invertébrés et leur Environnement

PEC : Piège Entomologique Composite

PN : Parc national

PNR : Parc naturel régional

RHP : Réseau Hydrobiologique et piscicole

SFEPM : Société Française d'Etude et de Protection des Mammifères

SFO : Société Française d'Odonatologie

SIG : Système d'Information Géographique

STOC : Suivi Temporel des Oiseaux Communs

STOC-EPS : Suivi Temporel des Oiseaux Communs par Echantillonnage Ponctuel Simplifié

WWF : Fonds mondial pour la nature (Wild World Fundation)

Suite à la publication du document « Etudes scientifiques en espaces naturels. Cadre méthodologique pour le recueil et le traitement de données naturalistes » (*Cahier technique de l'ATEN n°72*) et dans le but de mieux connaître et évaluer le patrimoine naturel, Réserves Naturelles de France poursuit son objectif de mettre à la disposition des gestionnaires de réserves naturelles des outils techniques pour les guider dans leurs choix méthodologiques. Les données de suivi scientifique recueillies auprès des espaces naturels pourront intégrer, par le biais des observatoires de chacun des réseaux, le réseau écologique national que souhaite mettre en place le ministère de charge de l'environnement. Ceci pour, à terme, participer à la définition d'une stratégie nationale pour la création des aires protégées.

Le présent document se veut pratique et l'utilisateur pourra y trouver l'essentiel des méthodes les plus utilisées dans le domaine de la connaissance de la biodiversité. Si le gestionnaire n'a pas toujours les compétences pour appliquer certaines méthodes, il pourra y trouver des éléments pouvant servir à établir un cahier des charges (pour une étude réalisée avec un prestataire), ou, dans un premier temps, à programmer la planification des opérations de suivi scientifique dans le cadre de la rédaction du plan de gestion (périodicité des méthodes, moyens nécessaires, etc.).

Pour définir des priorités d'études et mettre en place des protocoles, les gestionnaires d'espaces naturels sont par ailleurs invités à se rapprocher des scientifiques et des groupes de travail existants, à se former par le biais de stages (compagnonnage, stages ATEN, ...) et à se documenter davantage sur les méthodes présentées. Pour aller dans ce sens, la publication de volumes complémentaires à celui-ci est d'ores et déjà prévu, notamment un recueil des études menées dans les réserves naturelles et une compilation de références bibliographiques.

Ce guide pratique est une synthèse de références existantes, d'éléments méthodologiques repris dans la bibliographie ou d'études réalisées dans les réserves naturelles.

Guide Pratique Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité

Liberté • Égalité • Fraternité
RÉPUBLIQUE FRANÇAISE
MINISTÈRE DE L'ÉCOLOGIE ET DU DÉVELOPPEMENT DURABLE

LA FONDATION EDF Electricité de France

Réserves Naturelles DE FRANCE
6 bis rue de La Goug
B.P. 10
21803 Quétigny cede
Téléphone : 03 80 48 91 0
Télécopie : 03 80 48 91 0
rnf@espaces-naturels.
www.reserves-naturelles.or

©Valérie Fiers RNF - 20

Aujourd'hui, la terre de demain