



Service du Patrimoine Naturel
Muséum National d'Histoire Naturelle

Arnaud TANGUY
Philippe GOURDAIN



« Atlas de la Biodiversité dans les Communes » (ABC)

Guide méthodologique pour les inventaires faunistiques des espèces métropolitaines « terrestres » (volet 2)

Rédacteur : Arnaud TANGUY (SPN/MNHN)

Co-rédacteur : Philippe GOURDAIN (SPN/MNHN)

Coordination MNHN du projet ABC : Philippe GOURDAIN (SPN/MNHN)

Coordination MEDDTL du projet ABC : Arnault LALANNE (DGALN/DEB/PEM4)

Audrey COREAU (DGALN/DEB/PEM4)

Experts consultés

VERTEBRÉS

Anne-Laure GOURMAND (CERSP/MNHN) : Chiroptères

Patrick HAFFNER (SPN/MNHN) : Mammifères

Audrey SAVOURE SOUBELET (SPN/MNHN) : « Autres Mammifères »

Jacques COMOLET – TIRMAN (SPN/MNHN) : Oiseaux

Jean – Christophe de MASSARY (SPN/MNHN) : Reptiles & Amphibiens

INVERTÉBRÉS

Pierre NOEL (SPN/MNHN) : Crustacés décapodes d'eau douce (écrevisses)

Pascal DUPONT (SPN/MNHN) : Odonates et Lépidoptères rhopalocères

Gérard LUQUET (SPN/MNHN) : Orthoptères

Référence bibliographique à utiliser :

Tanguy, A. & Gourdain, P. 2011. Guide méthodologique pour les inventaires faunistiques des espèces métropolitaines terrestres (volet 2) – Atlas de la Biodiversité dans les Communes (ABC). MNHN – MEDDTL. 195 p.

1ère de couverture : Leste verdoyant *Lestes virens* Charpentier, 1825 & Anax empereur *Anax imperator* Leach, 1815 © A. Tanguy

SOMMAIRE

PARTIE 1. CADRE GLOBAL ET ORGANISATIONNEL DU PROGRAMME ABC	6
I. CONTEXTE	7
II. OBJECTIFS DU PROGRAMME ABC.....	8
III. INFORMATIONS NECESSAIRES POUR REpondre AUX OBJECTIFS DU PROGRAMME.....	9
1. <i>Informations minimums</i>	9
2. <i>Référentiel taxonomiques</i>	10
3. <i>Informations à collecter dans le cadre des inventaires ABC</i>	10
4. <i>Autres compléments descriptifs (facultatif)</i>	12
PARTIE 2. PREALABLES A TOUTES DEMARCHES D'INVENTAIRE DE LA BIODIVERSITE.....	13
I. AUTORISATION DE CAPTURE D'ESPECES PROTEGEES.....	14
II. ESPECES MENACEES	15
III. ACCES AUX PROPRIETES PRIVEES.....	16
PARTIE 3. RENDUS (LIVRABLES)	17
PARTIE 4. METHODES D'INVENTAIRES RECOMMANDEES PAR GROUPE FAUNISTIQUE DANS LE CADRE DU PROGRAMME ABC	18
A) VERTEBRES	19
I. <i>Inventaire des Mammifères</i>	20
1) Chiroptères	20
A) Présentation générale du groupe	20
B) Méthodes d'inventaires.....	23
1) Recherche des gîtes hivernaux et des gîtes estivaux.....	25
2) Capture au filet	29
3) Détection des ultrasons	33
α) La détection hétérodyne.....	34
β) La détection par expansion de temps	34
C) Choix de la méthodologie à employer	37
2) Micromammifères	40
A) Présentation générale	41
B) Méthodes d'inventaire	41
1) Analyse des pelotes de réjection	42
2) Le piégeage	44
3) Le recensement des indices de présence.....	47
C) Choix de la méthodologie à employer	50
3) Autres mammifères	52
A) Présentation générale	53
B) Méthodes d'inventaire.....	53
C) Choix de la méthode d'inventaire.....	59
II. <i>Inventaire des Oiseaux</i>	60
A) Présentation générale	60
B) Méthodes d'inventaire	61
1) L'étude des Oiseaux nicheurs diurnes	63
1) Le programme de Suivi Temporel des Oiseaux Communs par Echantillonnage Ponctuel Simple (STOC EPS)	63
2) L'indice ponctuel d'abondance (IPA).....	66
3) Atlas des Oiseaux nicheurs.....	69
2) L'étude des oiseaux nocturnes et crépusculaires	70

3) L'étude des Oiseaux hivernants	72
C) Choix de la méthodologie à employer	72
III. <i>Inventaire des Reptiles</i>	74
A) Présentation générale	75
B) Méthodes d'inventaire	75
1) « Les abris artificiels»	78
2) Observations visuelles directes de jour	82
C) Cas particuliers de la Cistude d'Europe et de la Tortue d'Hermann	83
a) La Cistude d'Europe <i>Emys orbicularis</i> (Linnaeus, 1758)	83
1) L'observation visuelle directe	84
2) Le piégeage	84
b) La Tortue d'Hermann <i>Testudo hermanni</i> Gmelin, 1789	85
D) Choix de la méthodologie à employer	87
IV. <i>Inventaire des Amphibiens</i>	89
A) Présentation générale	90
B) Méthodes d'inventaire	90
1) Recherche visuelle des individus	92
2) Ecoute du chant	92
3) Pêche à l'épuisette	92
4) Pêche à la nasse	94
C) Choix de la méthode d'inventaire	96
V. <i>Inventaire des poissons d'eau douce</i>	98
1) Echantillonnage des poissons par pêche à l'électricité	100
A) Points sur les autorisations, le personnel, la sécurité et les matériels utilisés	102
B) Application de la méthode	108
1) Station d'échantillonnage	108
2) Choix du type de prospection par pêche électrique	109
C) Pêche électrique par prospection complète	111
D) Pêche électrique par prospection partielle (= pêche partielle)	113
E) Les paramètres à noter	116
2) Echantillonnage des poissons par pêche à la nasse	118
3) Echantillonnage des poissons à l'aide des filets maillants (norme NF EN 14757)	119
4) Choix de la méthodologie à employer	120
B) INVERTEBRES	122
I. <i>Inventaire des crustacés décapodes (écrevisses)</i>	123
1) Pêches électriques	125
2) Pêche à la balance	125
3) Prospections nocturnes	125
4) Choix de la méthodologie à employer	127
II. <i>Inventaire des Insectes</i>	129
1) Odonates	129
A) <i>Présentation générale du groupe</i>	130
B) Méthodes d'inventaires	130
1) Etude des imagos	131
2) Etude des exuvies	133
3) Etude des larves	137
C) Choix de la méthodologie à employer	140
2) Lépidoptères Rhopalocères	142
A) Présentation générale	143
B) Méthodes d'inventaire	143
1) Capture à vue	143
2) Recherche de chenilles	144
3) Comptage de pontes	144
C) Choix de la méthodologie à employer	146

3) Orthoptères	148
A) Présentation générales du groupe taxonomique.....	149
B) Méthodes d'inventaire	149
1) Capture des Orthoptères.....	149
2) Ecoute des stridulations.....	150
C) Choix de la méthodologie à employer	153
BIBLIOGRAPHIE GENERALE	155
ANNEXE I.A. FORMULAIRE DE DEMANDE D'AUTORISATION DE CAPTURE D'ESPECES PROTEGEES	166
ANNEXE I.B. NOMENCLATURE DES STATUTS DE PROPRIETE	168
ANNEXE I.C. NOMENCLATURE DES MESURES DE PROTECTION.....	169
ANNEXE I.D. NOMENCLATURE DES FACTEURS INFLUENÇANT LA ZONE.....	172
ANNEXE II. FICHES D'INVENTAIRES DES CHIROPTERES (D'APRES LE GROUPE DE TRAVAIL PLECOTUS).....	176
ANNEXE III.A. EXEMPLE DE FICHES DE RELEVES STATIONS	177
ANNEXE III.B. EXEMPLE DE FICHES D'INVENTAIRES ORNITHOLOGIQUES (STOC EPS)	178
ANNEXE IV. EXEMPLE DE FICHE POUR L'INVENTAIRE DES AMPHIBIENS ET DES REPTILES	180
ANNEXE V. FICHE DE SECURITE DANS LE CAS D'UNE PECHE ELECTRIQUE.....	182
ANNEXE VI. FICHE STATION DANS LE CAS D'UNE PECHE ELECTRIQUE 1/2	184
ANNEXE VI. FICHE STATION DANS LE CAS D'UNE PECHE ELECTRIQUE 2/2	185
ANNEXE VII. FICHE EPA PECHE A PIED.....	186
ANNEXE VIII. FICHE EPA PECHE BATEAU	187
ANNEXE IX. FICHE CAPTURE PAR INDIVIDU	188
ANNEXE X. FICHE CAPTURE PAR LOT	189
ANNEXE XI. EXEMPLE DE FICHE POUR L'INVENTAIRE DES ODONATES	190
ANNEXE XII. EXEMPLE DE FICHE POUR L'INVENTAIRE DES LEPIDOPTERES RHOPALOCERES	192
ANNEXE XIII. EXEMPLE DE FICHE D'INVENTAIRE POUR LES ORTHOPTERES.....	194

PARTIE 1. Cadre Global et organisationnel du programme ABC

I. Contexte

L'un des objectifs de l'année 2010, **année internationale de la biodiversité**, a été de faire découvrir à tous la richesse et l'importance de la biodiversité. Dans ce cadre, toutes les initiatives permettant de faire comprendre ce qu'est la biodiversité et pourquoi il est important de la protéger et de la valoriser sont les bienvenues.

Les actions concernant la protection de la biodiversité ne sont pas nouvelles. A l'échelle nationale, une **Stratégie Nationale pour la Biodiversité (SNB)** a été rédigée en 2004, et s'appuie aujourd'hui sur 10 plans d'actions. Aux échelles locales, **les régions, les départements et les communes** sont tous porteurs d'initiatives en faveur de la biodiversité : les Stratégies Régionales pour la Biodiversité, la politique des Espaces Naturels Sensibles, les Parcs Naturels Régionaux, pour n'en citer que quelques uns. Par ailleurs, de nombreuses associations naturalistes recueillent des données et participent à la sensibilisation de tous aux enjeux de biodiversité.

Le concept de « biodiversité » reste cependant un concept théorique de spécialistes. Or, la réussite des politiques de protection et de valorisation de la biodiversité nécessite une bonne appropriation par l'ensemble de la population, par les acteurs socio-économiques, des enjeux liés à la dégradation de la biodiversité, et donc une meilleure compréhension de ce qu'elle est, en particulier à l'échelle de la commune. **Connaître la biodiversité, c'est pouvoir agir pour la protéger et la valoriser à partir d'un diagnostic précis des enjeux.**

En France, le **Grenelle de l'Environnement** a constitué un signal fort et une prise de conscience. Il a suscité l'intégration des enjeux de biodiversité dans de nombreuses politiques publiques. Le Groupe 2 du Grenelle de l'environnement et le Conseil National de Protection de la Nature ont en effet souligné la nécessité d'avoir la connaissance la plus fine possible de la biodiversité à l'échelle des territoires. Connaître, c'est pouvoir prendre en compte, c'est pouvoir partager et valoriser notre patrimoine naturel commun, qui fait la richesse des territoires.

De nombreuses initiatives locales et nationales permettent d'accroître régulièrement nos connaissances en matière de biodiversité (l'inventaire des ZNIEFF ou ceux réalisés régulièrement par les Conservatoires Botaniques Nationaux sur la flore et les habitats par exemple). Cependant, il est très difficile de disposer d'un inventaire complet, structuré et régulièrement actualisé de la biodiversité, du fait de la complexité de l'objet étudié, de la multiplicité des informations à collecter et du manque de moyens

II. Objectifs du programme ABC

L'objectif du présent cahier des charges est de permettre une **amélioration des connaissances** concernant la biodiversité dans la commune ou dans la communauté de communes dans le cadre du projet des « Atlas de la Biodiversité dans les Communes » et d'aboutir à un **diagnostic des enjeux** liés à la biodiversité permettant de mieux les prendre en compte dans les politiques et les projets de la communes.

La commune ou la communauté de communes souhaite s'engager plus avant dans la prise en compte de la biodiversité dans son quotidien. C'est pour cette raison qu'elle s'est portée volontaire pour participer à la démarche ABC et a décidé, dans un premier temps, de **comprendre** l'état de la biodiversité sur son territoire (quelles sont les espèces et les habitats présents ?), les perspectives d'évolution (les espèces rares et/ou protégées sont-elles dans un état de conservation satisfaisant. Quelles sont les actions qu'il est possible de mettre en place ? Quelles sont les menaces à lever ? L'Atlas Communal de la Biodiversité sera un véritable outil d'aide à la décision.

Ainsi, le cahier des charges des Atlas de la Biodiversité dans les Communes permet :

- de connaître de façon la plus exhaustive possible les espèces et les habitats présents dans la commune, en mobilisant les données existantes et en les complétant si besoin ;
- de connaître de façon précise (cartographie au 1/10 000) les zones à enjeux de biodiversité (habitats et espèces) pour leur intégration dans les politiques publiques, et en particulier dans les documents d'urbanismes ;
- d'appliquer et de généraliser de façon pragmatique des méthodologies existantes afin que les données soient comparables entre différents territoires ;
- de réaliser un diagnostic des enjeux de protection, de gestion et de valorisation de la biodiversité et de permettre une meilleure intégration de ces enjeux dans les politiques communales.

Pour ce faire, il se compose de **4 volets successifs** :

- Volet 0 : diagnostic des données existantes sur la commune
- Volet 1 : inventaires et cartographie des habitats et de la flore
- Volet 2 : inventaires faunistiques
- Volet 3 : diagnostic des enjeux de biodiversité
- Volet 4 : sciences participatives

Ce guide ne traitera uniquement dans les pages suivantes que de la partie volet 2.

III. Informations nécessaires pour répondre aux objectifs du programme

1. Informations minimums

Toutes les données produites dans le cadre des Atlas de la Biodiversité dans les Communes doivent répondre à un cadre minimum assurant une certaine standardisation et une validité de ces dernières. Les quatre informations minimales nécessaires pour définir une donnée sont :

- Quoi (taxon valide),
- Quand (date),
- Par qui (personne ou organisme),
- Où (localisation précise).

Les données qui remontent au niveau national pourront être validées localement (CBN/CSRPN/etc.).

La saisie des données recueillies se fera en fonction des outils disponibles (base de données locales, régionales, etc.). Toutefois, ces informations ont vocation à intégrer le Système d'Information sur la Nature et les Paysages (SINP). Les organismes ne disposant pas de base de données propre pourront se rattacher à des outils existant et libre d'accès comme par exemple la base Serena. Cet outil naturaliste (cf. **Figure 1**) est disponible au lien suivant : <http://www.sciena.org/serena/>

SCIENA (Systèmes Communs Informatisés pour les Espaces Naturels)
SYSTÈME DE GESTION ET D'ÉCHANGE DE DONNÉES
DES RESEAUX D'ESPACES NATURELS

Serena

logiciel de gestion de bases de données naturalistes

[Installer Serena](#) - [Obtenir une licence](#) - [Mettre à jour \(1.5.01h\)](#)

NOUVEAUTES, améliorations et corrections apportées -
Fichiers, logiciels, prot.-formulaire, nouveau référentiel 2010 -
Communiquer avec le support Serena

Serena est développé par RNF et permet aux non-informaticiens de créer et gérer facilement des bases de données faune-flore au format MS Access. Référentiel taxonomique intégré de plus de 270 000 taxons, que l'utilisateur peut compléter si nécessaire. Attributs standard comme l'espèce, la date, l'observateur, le site de l'observation et de nombreux autres, auxquels on peut ajouter des champs spécifiques. La configuration de l'ensemble s'adapte en temps réel au type de taxon (oiseau, amphibien, plante, etc.), ou à des protocoles-formulaires spécialisés. Il est possible d'extraire les observations répondant à des critères multiples, y compris des contraintes spatiales simples. Les observations et autres données peuvent être exportées vers un tableau, une autre base ACCESS ou un SIG, pour traitement ultérieur, et même répliquées via Internet vers une base centrale (bases réparties). Inversement l'utilisateur peut importer des tableaux de données de structure ad hoc. Intègre 3 modules de cartographie (cartes, Google Maps et Géoportail), tous trois couplés avec la base, et un module de documentation - images ou documents.

[plus d'infos \(pdf\)](#)

Serena est conforme pour les espèces aux référentiels et listes de protections du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris

Recommandé par **naturepari**

Serena est un logiciel PC autonome pour gérer des inventaires mixtes faune / flore et autres

sur bases de données compatibles MS Access - ce dernier n'étant pas indispensable

le couteau suisse du naturaliste ...
simple, logique, complet ... pas d'informatique !
quelques minutes suffisent pour le mettre en oeuvre ...

(2 / 18)

Figure 1. Exemple de la base de données naturaliste Serena employée par les groupements associatifs.

Un format de données types pourra être recommandé dans le cadre du programme ABC. Un document spécifique (en préparation) sera notamment fournir sur les formats de données et pour faciliter l'intégration de ces dernières dans le SINP.

Il est également nécessaire d'assurer une traçabilité de l'information en renseignant des métadonnées. Cela permet de connaître l'origine des données, leur logique et leur mode d'utilisation. Ces informations sont à remplir pour chaque « jeu de données » et pourront être enrichies si volonté d'être intégrées au SINP (d'après Poncet, 2009).

2. Référentiel taxonomiques

Les données collectées sur le terrain doivent se rattacher à un référentiel taxonomique afin de (i) concorder avec les bases de données nationales et (ii) être considérée comme valide. Nous recommandons pour ce faire l'utilisation de TAXREF, disponible sur simple demande à l'adresse suivante : <http://inpn.mnhn.fr/isb/programmes/fr/taxrefPres.jsp>

3. Informations à collecter dans le cadre des inventaires ABC.

Pour chaque groupe taxonomique visé par le programme ABC, éventuellement pour certains taxons spécifiques, il sera recommandé de préciser certaines informations. D'autres renseignements pourront être fournis de manière facultative.

Le Tableau 1 ci-après mentionne les informations minimum à renseigner pour tous les groupes taxonomiques.

Tableau 1. Les champs d'informations minimum devant être renseignés lors des inventaires ABC.

OBSERVATEUR ET COORDONNÉES DE L'OPÉRATEUR	NOM SCIENTIFIQUE	DATE	LOCALISATION
Nom et prénom de l'observateur. Adresse mail valide + coordonnées postales et téléphoniques de l'organisme opérateur pour un territoire donné (ex. CPEPESC Lorraine, ANVL, etc.).	Les noms scientifiques se rapportent au référentiel taxonomique TAXREF disponible sur demande ici : http://inpn.mnhn.fr/isb/download/fr/refIndex.jsp	Les dates d'inventaires seront systématiquement référencées sur les formulaires. Indiquez la date sous le format JJ/MM/AAAA	Indiquez <i>a minima</i> le nom de la commune et le code INSEE disponible ici : http://www.insee.fr/fr/methodes/nomenclatures/cog/ (si nécessaire, une localisation précise peut être effectuée à l'aide de http://www.geoportail.fr/ couche unités administratives). Il est également possible de pointer précisément le lieu d'observation à l'aide d'un GPS.

4. Autres compléments descriptifs (facultatif)

Le but de cette rubrique est de préciser le contexte humain (statuts de propriété) et réglementaire des secteurs inventoriés. Elle s'appuie sur les nomenclatures établies dans le cadre de l'inventaire ZNIEFF qui sont répertoriés en annexe I.b., I.c. et I.d.

De même, des renseignements complémentaires sur les facteurs influençant la zone d'étude peuvent être fournis à l'identique de ceux relevés dans le cadre de l'inventaire ZNIEFF (cf. Elissalde-Videment et *al.* 2004). Une nomenclature des facteurs influençant la zone est disponible en annexe I.d.

a) Facteurs influençant la zone

Les milieux naturels sont influencés par de nombreux types de facteurs humains et/ou naturels qui peuvent jouer un rôle important dans l'équilibre écologique. Ces facteurs peuvent générer des évolutions ou modifications des milieux et conditionner à plus ou moins long terme l'avenir du patrimoine naturel. Il importe donc de les prendre en compte (cf. référentiel en annexe I.d). Les facteurs influençant la zone d'étude sont à coder par ordre d'importance décroissante dans la constitution du paysage. Cette nomenclature hiérarchisée permet un niveau de précision des informations en fonction des informations disponibles. Pour chaque facteur, un code à 3 chiffres est disponible selon un ordre d'importance décroissante. Il est recommandé de ne transcrire ces précisions qu'en fonction de l'information déjà existante.

b) Statut de propriété

Cette rubrique a pour objet de fournir une idée générale du statut de propriété existant sur la zone d'étude. Il ne s'agit en aucun cas d'un recensement exhaustif du parcellaire (cf. nomenclature des propriétés en annexe I.b.). Les statuts de propriétés sont à coder par ordre d'importance décroissante dans la constitution du paysage.

PARTIE 2. Préalables à toutes démarches d'inventaire de la biodiversité

Préambule

Les inventaires naturalistes requièrent la prise en compte de plusieurs éléments avant leur réalisation concrète sur le terrain. En particulier, le respect de la juridiction attenante aux protections et réglementation des espèces de faune et de flore puis aux habitats naturels est indispensable. Doivent être également pris en compte les statuts de propriétés des sites parcourus.

I. Autorisation de capture d'espèces protégées

« Les inventaires ont pour objectif de recenser les espèces dans un espace donné. Certaines espèces peuvent nécessiter des précautions. Tous les programmes visant la capture d'animaux ou le prélèvement de plantes protégées au titre de l'article L.411-1 doivent faire l'objet d'une autorisation préalable comme le mentionnent les articles R-411-6 à R-411-14 du code de l'environnement.

Un formulaire d'autorisation de capture est généralement adressé au préfet pour chaque département concerné (cf. formulaire d'autorisation de capture en Annexe I.a.). Considérant l'ampleur des demandes d'autorisation de captures entrant en compte dans le cadre des ABC, une demande globale pourrait être adressée au Ministre en charge de la protection de la nature conformément à l'article R411*7. Celle-ci viserait à réduire les délais d'attente parfois important pour assurer la plus grande efficacité possible du programme.» d'après Gourdain et al. (2011).

Article R*411-7 Les autorisations exceptionnelles de prélèvement, de capture, de destruction ou de transport en vue d'une réintroduction dans la nature, à des fins scientifiques, d'animaux appartenant à une espèce protégée au titre de l'article L. 411-1, sont délivrées par le ministre chargé de la protection de la nature lorsqu'elles concernent des opérations conduites par des personnes morales placées sous la tutelle ou le contrôle de l'Etat, dont les attributions ou les activités s'exercent au plan national.

Article R*411-10 Les autorisations mentionnées aux articles R. 411-6 à R.* 411-8 peuvent être accordées :

1° Soit à titre permanent à des établissements publics ou privés qui se livrent à des recherches scientifiques ou à la constitution de collections d'intérêt national ;

2° Soit pour une durée limitée, sauf renouvellement sur demande du bénéficiaire, à d'autres personnes morales ou à des personnes physiques.

Rappelons que « les autorisations mentionnées aux articles R. 411-6 à R.* 411-8 sont incessibles. Elles peuvent être assorties de conditions relatives aux modes de capture ou de prélèvement et d'utilisation des animaux ou végétaux concernés. Elles peuvent être subordonnées à la tenue d'un registre » (Article R411-11 du code de l'environnement).

II. Espèces menacées

Au sein de nombreux groupes taxonomiques, les espèces font l'objet d'une évaluation de leur degré de menace (Cf. Figure 2) à des échelles spatiales diverses (régionales, nationales, internationales). Ces espèces ne font pas toujours l'objet de protection réglementaire. Il convient néanmoins d'éviter tant que possible leur perturbation lors des inventaires menés dans le cadre des Atlas de la Biodiversité dans les Communes. Les listes rouges établies sont notamment disponibles aux liens suivants :

* Les listes rouges internationales sont disponibles aux adresses suivantes :

<http://www.iucnredlist.org/> et <http://inpn.mnhn.fr/isb/isb/indexListRouge.jsp>

* Les listes rouges européennes sont disponibles à l'adresse suivante :

<http://ec.europa.eu/environment/nature/conservation/species/redlist/>

* Les listes rouges nationales sont disponibles à l'adresse suivante :

<http://inpn.mnhn.fr/isb/isb/indexListRouge.jsp>

Des listes rouges régionales sont également en cours d'élaboration ou déjà produites dans de nombreuses régions de France. Il conviendra de se renseigner préalablement aux inventaires dans chaque région pour les prendre en compte.

	Catégories de menace des espèces						
	Disparues (Holocène)	En danger	Vulnérables	Rares	Statut indéterminé	A surveiller	Décroissantes
Vertébrés	49	41	103	55	64	94	137
Mammifères	18	9	14	9	13	21	20
Oiseaux	27	20	52	37	46	42	60
<i>nicheurs</i>	27	19	33	33	42	36	50
<i>autres</i>	0	1	19	4	4	6	10
Reptiles	2	2	4	4	2	20	16
Amphibiens	0	3	8	5	2	11	13
Poissons	2	7	23	0	1	...	26
<i>continentaux</i>	2	6	14	0	0	...	17
<i>marins</i>	...	1	9	0	1	...	9
Cyclostomes	...	0	2	0	0	...	2
<i>continentaux</i>	...	0	2	0	0	...	2
<i>marins</i>	...	0	0	0	0
Invertébrés	...	82	29	47	18
Insectes	...	77	18	0	11
Crustacés	...	1	2	0	0
Mollusques continentaux	...	3	9	47	7
Echinodermes	...	1	0	0	0

Figure 2. Catégories de menace des espèces de faune en France. D'après MNHN [Ed]. 2003-2010. INPN. <http://inpn.mnhn.fr/> - Document téléchargé le 26 mai 2011.

III. Accès aux propriétés privées

« La conduite d'inventaire peut rapidement se heurter à un second problème : celui de l'accès à des sites privés. Il est préférable de recourir à une autorisation à l'amiable. Cependant, en cas d'impossibilité d'accès à l'amiable à des terrains privés, en particulier dans des secteurs potentiellement très favorables pour des espèces remarquables, une procédure juridique d'accès peut-être demandée.

La Déclaration d'Intérêt Générale n'est pas une procédure applicable dans le cadre des travaux d'inventaires du programme ABC.

La loi du 29 décembre 1892 sur les dommages causés à la propriété privée par l'exécution de travaux publics a un objet très large : elle a été conçue pour permettre l'accès ou l'occupation temporaire de propriétés privées par les agents de l'Administration ou par les personnes auxquelles elle délègue ses droits (entreprises privées, par exemple), aux fins de réaliser toutes opérations nécessaires à l'étude ou à l'exécution de projets de travaux publics, civils ou militaires, exécutés pour le compte de l'Etat, des départements ou des communes.

Ce texte vise, par l'instauration de procédures particulières et différentes selon que les opérations envisagées nécessitent le simple accès ou l'occupation temporaire des terrains, à éviter de porter atteinte au droit de propriété et à prémunir l'Administration contre d'éventuels recours pour voie de fait ou emprise irrégulière.

Il est possible d'appliquer les dispositions de ce texte à des travaux d'inventaires de la biodiversité pour le compte du MEEDTL. Ainsi, il pourra y être recouru, en cas de blocage, après négociation d'une autorisation d'accès amiable, en respectant certaines conditions de procédure qui varient selon que les personnels réalisant l'opération doivent pénétrer ou occuper temporairement les propriétés privées.

Il est important de préciser que l'article 2 de la loi dispose qu'aucune occupation temporaire de terrains ne peut être autorisée à l'intérieur des propriétés attenantes aux habitations et closes par des murs.

A la suite de l'accomplissement des formalités liées à l'arrêté préfectoral, **et à défaut de convention amiable**, l'occupation doit être précédée par **la constatation de l'état des lieux**, établi de manière contradictoire dans les conditions fixées aux articles 5 à 7 de la loi (notamment lettre recommandée au propriétaire indiquant le jour et l'heure où le maître d'ouvrage ou l'entrepreneur compte se rendre sur place pour établir l'état des lieux).

Pour plus d'informations sur cette mesure, on se reportera au lien suivant : <http://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=LEGITEXT000006074082&dateTexte=20101001> et <http://www.languedoc-roussillon.ecologie.gouv.fr/loadPage.php?file=eau/guide/fiche10.htm> » d'après Gourdain et al. (2011).

PARTIE 3. Rendus (livrables)

Les niveaux de finesse des inventaires seront fonction des financements disponibles et des objectifs que la commune se fixe. Trois niveaux de rendus peuvent être envisagés par méthode d'inventaire et par groupe faunistique étudié du plus basique au plus fin :

Niveau 1 : une liste d'espèces présentes sur la commune avec description de leur statut biologique (espèce nicheuse, hivernante, etc.),

Niveau 2 : une liste d'espèces présentes sur la commune avec description de leur statut biologique et les effectifs observés ou l'abondance relative. A ce niveau, on pourra utiliser comme échelle de restitution le croisement entre la localisation au niveau communal et celle dans un maillage 5km x 5km. Le maillage 5 x 5 km Lambert 93 est téléchargeable à l'adresse suivante : <http://inpn.mnhn.fr/isb/download/fr/maps.jsp>. Une restitution au maillage 1km x 1km pourra aussi être envisagée lorsque celui-ci sera disponible.

Niveau 3 : une cartographie avec une géolocalisation précise (GPS) des espèces à enjeux, en y renseignant les effectifs pour chaque espèce.

La mention des effectifs et/ou abondance relative se limitera à certains groupes taxonomiques, compte tenu de la difficulté à obtenir des informations qualitatives pour un certain nombre de groupes d'espèces (Odonates, lépidoptères, coléoptères, micromammifères, etc.).

PARTIE 4. Méthodes d'inventaires recommandées par groupe faunistique dans le cadre du programme ABC

A) VERTEBRES

I. Inventaire des Mammifères

1) Chiroptères



Cliché 1. Murin de Bechstein *Myotis bechsteinii* © Philippe Gourdain

Cliché 2. Barbastelle commune *Barbastella barbastella* © Philippe Gourdain

Cliché 3. Petit Rhinolophe *Rhinolophus hipposideros* © Philippe Gourdain

A) Présentation générale du groupe

Les chauves-souris sont des mammifères de l'ordre des Chiroptères. Elles ont des mœurs nocturnes, pratiquent le vol actif et se déplacent par écholocation (Van Laere, 2008).

Elles ont su s'adapter à un grand nombre de gîtes naturels : milieu souterrain, crevasse, fissure, paroi rocheuse, derrière des écorces, dans les cavités arboricoles, habitations humaines. (d'après Gourmand, non daté). Il existe dans le monde plus de 1000 espèces, dont 36 en France métropolitaine.

Toutes les espèces de chauves-souris présentes en France sont intégralement protégées par l'**arrêté ministériel du 23 avril 2007** qui fixe la liste des Mammifères terrestres protégés sur l'ensemble du territoire et les modalités de leur protection. Cet arrêté est disponible au lien suivant : <http://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000000649682>

Elles présentent de plus un fort intérêt patrimonial : 12 espèces sont inscrites à l'annexe II de la Directive « Habitats, Faune et Flore » (cf. Tableau 2) justifiant la création de sites d'intérêt communautaires dans le cadre du réseau Natura 2000.

Rappelons que les chiroptères font l'objet d'un Plan National de Restauration décliné à l'échelle régionale dont les bulletins de liaisons peuvent être téléchargés sur le site des conservatoires d'espaces naturels :

http://www.enf-conservatoires.org/home.php?num_niv_1=1&num_niv_2=3&num_niv_3=21&num_niv_4=57

Tableau 2: Protection et réglementation européennes des Chiroptères d'après Arthur & Lemaire (2009)

Famille	Espèces en France		Protection et réglementation européenne		
			CB	CBO	DH - Ff
Rhinolophidés	Petit rhinolophe	<i>Rhinolophus hipposideros</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
	Grand rhinolophe	<i>Rhinolophus ferrumequinum</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
	Rhinolophe euryale	<i>Rhinolophus euryale</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
	Rhinolophe de Méhély	<i>Rhinolophus mehelyi</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
	Rhinolophe de Blasius	<i>Rhinolophus blasii</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
Vespertilionidés	Murin de Daubenton	<i>Myotis daubentonii</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Murin de Capaccini	<i>Myotis capaccinii</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
	Murin des marais	<i>Myotis dasycneme</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
	Murin à moustaches	<i>Myotis mystacinus</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Murin de Brandt	<i>Myotis brandtii</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Murin d'Alcathoe	<i>Myotis alcathoe</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Murin d'Escalera	<i>Myotis escaleraei</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Murin de Bechstein	<i>Myotis bechsteinii</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
	Murin de Natterer	<i>Myotis nattereri</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Murin à oreilles échancrées	<i>Myotis emarginatus</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
	Grand murin	<i>Myotis myotis</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
	Murin du Maghreb	<i>Myotis punicus</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Petit murin	<i>Myotis blythii</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
	Noctule commune	<i>Nyctalus noctula</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Noctule de Leisler	<i>Nyctalus leisleri</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Grande Noctule	<i>Nyctalus lasiopterus</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Sérotine commune	<i>Eptesicus serotinus</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Sérotine de Nilsson	<i>Eptesicus nilssonii</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Sérotine bicolore	<i>Vespertilio murinus</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Pipistrelle commune	<i>Pipistrellus pipistrellus</i>	Annexe 3	Annexe 2	Annexe 4
	Pipistrelle pygmée	<i>Pipistrellus pygmaeus</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Pipistrelle de Nathusius	<i>Pipistrellus nathusii</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Pipistrelle de Kuhl	<i>Pipistrellus kuhlii</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Vespère de Savi	<i>Hypsugo savii</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Oreillard roux	<i>Plecotus auritus</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Oreillard gris	<i>Plecotus austriacus</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Oreillard montagnard	<i>Plecotus macrotis</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4
	Barbastelle d'Europe	<i>Barbastella barbastellus</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
Minioptéridés	Minioptère de Schreibers	<i>Miniopterus schreibersii</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 2 & 4
Molossidés	Molosse de Cestoni	<i>Tadarida teniotis</i>	Annexe 2	Annexe 2	Annexe 4

Légende :

CB : Convention de Berne

- **Annexe 2** : Espèces de faune strictement protégées
- **Annexe 3** : Espèces de faune protégées dont toute exploitation est réglementée

Pour plus d'informations, ces annexes sont disponibles au lien suivant :

[http://droitnature.free.fr/pdf/Conventions/1979 Annexes%20Berne 2006.pdf](http://droitnature.free.fr/pdf/Conventions/1979%20Annexes%20Berne%202006.pdf)

CBO : Convention de Bonn

- **Annexe 2** : Espèces migratrices se trouvant dans un état de conservation défavorable et nécessitant l'adoption de mesures de gestion et de conservation appropriées

Cette annexe est disponible au lien suivant :

http://droitnature.free.fr/pdf/Conventions/1979_Annexes_Bonn_2005.pdf

DH-Ff : Directive Habitats Faune/Flore (92/43/CEE)

- **Annexe 2** : Espèces animales et végétales d'intérêt communautaire dont la conservation nécessite la désignation de zones spéciales de conservation (ZSC)
- **Annexe 4** : Espèces animales et végétales d'intérêt communautaire qui nécessitent une protection stricte.

Le texte de loi ainsi que ses annexes sont disponibles au lien suivant :

http://droitnature.free.fr/pdf/Directives/1992_Directive%20Habitat_Text_An_2004.pdf

B) Méthodes d'inventaires

Il est absolument nécessaire de tenir compte des cycles biologiques des espèces pour mener efficacement des prospections sur le terrain. La Figure 3 illustre de manière simplifiée le cycle biologique des chauves-souris au cours d'une année.

Dans le cadre du programme ABC, 3 types de méthodes d'inventaire pour les Chiroptères peuvent être envisagés. La Figure 4 illustre de manière simplifiée ces diverses méthodes.

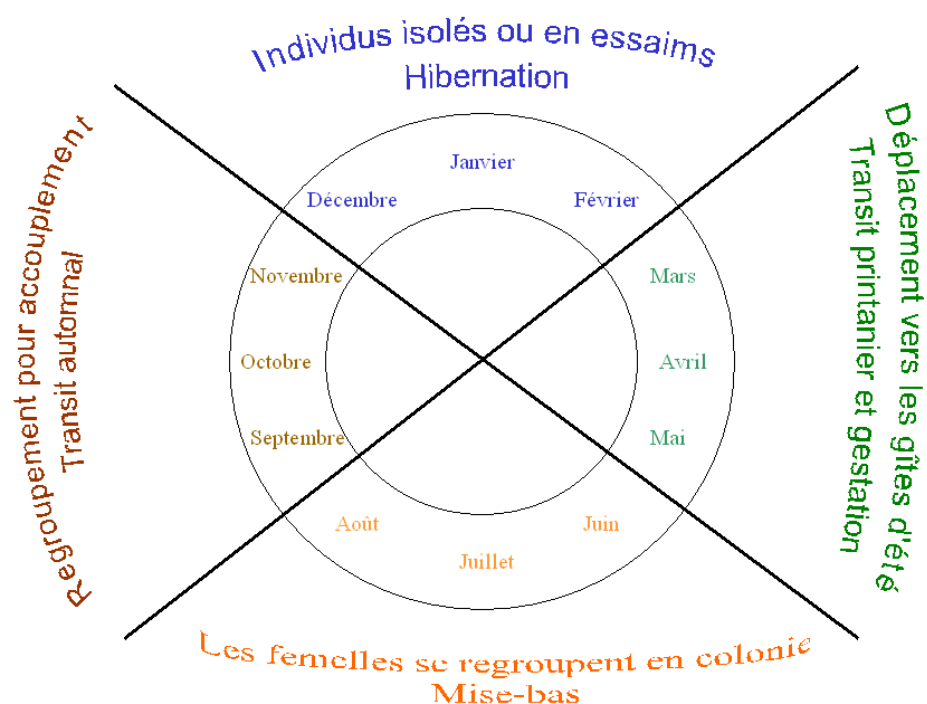
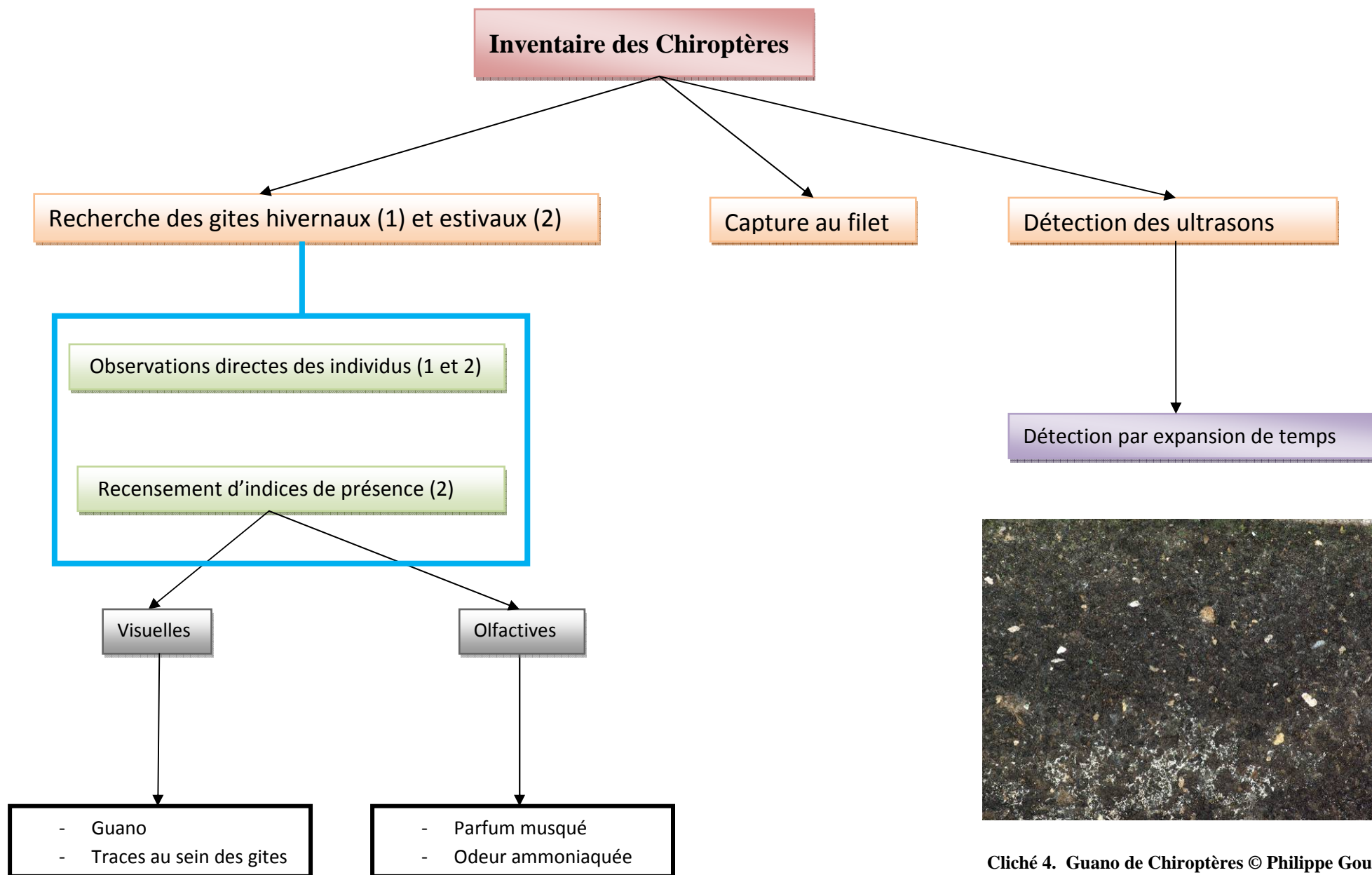


Figure 3. Cycle biologique simplifié des Chiroptères d'après Gourmand, A.-L. (non daté)

Un agrément ministériel est obligatoire pour la capture et la manipulation de ces espèces (cf. formulaire Cerfa n°11631*01)



Cliché 4. Guano de Chiroptères © Philippe Gourdain

Figure 4 : Méthodologie d'inventaire des Chiroptères envisagée dans le cadre du programme ABC.

1) Recherche des gîtes hivernaux et des gîtes estivaux

Il conviendra d'être le plus discret possible au cours des prospections de sites afin de limiter les dérangements des animaux. Les Chiroptères pendant la phase d'hibernation ou de gestation sont particulièrement sensibles aux stimuli extérieurs (bruits, etc.), à l'augmentation de température (les chauves-souris étant en état d'hibernation jusqu'à une température de 12°C) ou à la lumière directe (Hutson & Mickleburgh, 1988), parfois même à la simple présence des observateurs.

Durant l'hiver et la fin du printemps, les chauves-souris se regroupent pour respectivement hiberner et mettre bas. Les grottes, carrières souterraines, ponts, ruines, châteaux, églises, arbres creux, mais aussi les habitations telles les greniers ou les caves sont susceptibles de les abriter.

On prendra soin de mentionner si les sites échantillonnés constituent des territoires de chasse, des sites d'hivernage, de parturition ou de « swarming ». Ces derniers ont probablement une fonction capitale dans la reproduction (Kerth *et al.* 2003).

a) Avantages et inconvénients

Comme toute méthode, la recherche des gîtes et des sites d'hibernation présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 3 : Avantages et inconvénients de la recherche des gîtes et des sites d'hibernation

Avantages	Inconvénients
Permet de découvrir des sites diurnes et notamment sites de reproduction	Méthode assez chronophage Résultats aléatoires
Méthode peu coûteuse en terme financier Peu d'investissement matériel et de compétences techniques requises.	

b) Application de la méthode

La recherche des gîtes d'après Legrand *et al.* (2006) consiste à prospecter un maximum de gîtes potentiellement favorables à l'accueil de chiroptères, par l'observation directe ou non des animaux. En été, ce travail est complexe puisqu'il concerne essentiellement les bâtiments. Des prises de contact sont nécessaires avec les propriétaires privés. Ce travail est réalisé de la même façon en hiver dans les souterrains.

- **Où ?**

Le Tableau 4 fournit une synthèse des mœurs pour chacune des espèces de chauves-souris recensées en métropole. Certaines chauves-souris utilisent les ouvrages d'arts tels que les ponts, mais aussi les arbres et les gîtes artificiels.

Il est possible de s'appuyer sur des études précédemment menées pour orienter les prospections comme celle de Sourp et al. (in Legrand et al. 2006) :

Le BRGM a réalisé l'inventaire des cavités minières à partir des archives des titres miniers et des autorisations de recherche. Une base de données géo-référencées a été constituée. A partir de ces données, l'association Alcide d'Orbigny a réalisé le travail de prospection de terrain et d'analyse des enjeux. Chaque cavité retrouvée a été visitée deux fois au cours de la période hivernale (novembre à février). Concernant la recherche estivale (mai à août), seuls les dix sites à plus haute valeur chiroptérologique ont été étudiés.

- **Quand ?**

La période de prospection a lieu :

Pour les gîtes hivernaux : pendant la phase d'hibernation soit de novembre à février

Pour les gîtes estivaux : pendant la phase de gestation des femelles soit de mai à août.

- gîtes estivaux :

Les prospections devront avoir lieu de jour entre 08h00 au plus tôt et 17h00 au plus tard (pendant les heures de faible activité des chauves-souris). Afin de limiter au maximum les perturbations humaines, les visites des différents sites (2 visites par an au plus) devront être effectuées au maximum par 2 personnes.

- gîtes d'hibernation :

Toute perturbation a pour effet de faire sortir la chauve-souris de son état de torpeur. Celle-ci se met alors immédiatement à voler et à dépenser une grande quantité d'énergie, ce qui peut s'avérer fatal (Fenton, 1983).

Afin de ne pas perturber les chauves-souris pendant leur phase d'hibernation, les prospections seront limitées au strict minimum afin de recueillir les données nécessaires. Généralement une seule visite est recommandée entre mi-janvier et mi-février (Bat Conservation Trust, 2007)

- **Comment ?**

Pour éviter tout dérangement, les personnes devront être équipées de lampes frontales à LED de 3 Watt (Thomas, 1995), voire de lampes à sodium et non d'ampoules à filaments qui peuvent réchauffer l'atmosphère. La plus grande discrétion est recommandée. Aucun échange vocal n'aura lieu entre les observateurs au cours des prospections sauf nécessité.

Au niveau de la sécurité, les personnes devront indiquer où elles partent avant toute prospection. Il est nécessaire qu'elles connaissent les réseaux souterrains, disposent de cartes de localisation et du matériel adéquat de spéléologie.

Cette phase de terrain prenant beaucoup de temps pour obtenir des résultats, elle peut être réalisée hors de la phase d'inventaires et s'intégrer au lot 4 du programme ABC. Des associations spécialisées dans l'étude de ce groupe comme par exemple la CPEPESC (Commission de Protection des Eaux, du Patrimoine, de l'Environnement, du Sous-sol et des Chiroptères) pourraient participer aux recherches des gîtes et des sites d'hibernation.

- **Les paramètres à noter**

Les paramètres à noter obligatoirement sont (cf. Chap. 3 p 9) :

- Nom de l'observateur et de l'organisme opérateur,
- date de l'observation,
- le type de gîte et sa localisation précise (*a mionima* la commune et son numéro Insee),
- l'espèce ou les espèces en cas de présence de chiroptères.

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont :

- le nombre d'individus et leur comportement,
- méthodologie employée,
- âge du gîte et son aspect,
- la présence de traces (guano, urine) ou d'odeur caractéristique (odeur ammoniaquée) en cas d'absence d'observations directes.

Des exemples de fiches d'observation sont disponibles en Annexe II. Elles permettent de prendre en compte les colonies de reproduction et les sites d'hibernation.

Tableau 4. Types de gîtes utilisés par les Chiroptères en France d'après Godineau & Pain (2007).

	Gîtes de mise - bas					Gîtes d'hibernation							
	Combles	Autres gîtes dans les bâtiments		Ponts	Arbres	Falaises	Gites souterrains	Combles	Ponts	Arbres	Autres gîte épigés	Falaises	Gites souterrains
Petit rhinolophe	x	x	(x)				x		x		x		x
Grand rhinolophe	x						x	(x)	(x)		x		x
Rhinolophe euryale	(x)						x						x
Rhinolophe de Méhély							x						x
Murin de Daubenton	x	x	x	x			x		x	?		x	x
Murin de Capaccini							x						x
Murin des marais	x										x		x
Murin à moustaches	x	x		x	(x)				x	x	x		x
Murin de Brandt	x	x		x						(x)			x
Murin d'Alcathoe		(x)		x						x			x
Murin de Bechstein		(x)		x					x	x			x
Murin de Natterer	x	x	x	x			x		x	?	x		x
Murin à oreilles échancrées	x	x					x						x
Grand murin	x		x				x	x	(x)	x			x
Murin du Maghreb	x						x						
Petit Murin	(x)						x						
Grande Noctule		(x)		x						x			
Noctule de Leisler	x	x		x						x			
Noctule commune		x		x						x	x		x
Sérotine commune	x	x	(x)	(x)				x		x	x		x
Sérotine de Nilsson	x	x									x		x
Sérotine bicolore	(x)	x		x	x					x	x	x	(x)
Pipistrelle commune	x	x	x	x	?			x			x	?	x
Pipistrelle pygmée	x	x		x						x	x		
Pipistrelle de Kuhl	x	x		x	?					x	x	?	x
Pipistrelle de Nathusius		(x)		x						x	x	x	x
Vespère de Savi		x		x	x					x	x	x	x
Oreillard roux	x	x		x					x	x	x		x
Oreillard gris	x			x	(x)					?	x		x
Oreillard montagnard	x	x		?							x		
Barbastelle d'Europe	(x)	x	(x)	x					x	x	x		x
Minioptère de Schreibers							x				(x)		x
Molosse de Cestoni		x	x		x							x	

Légende : X : gîte utilisé

(X) : gîte utilisé de façon anecdotique

?: Gîte dont l'utilisation est suspectée mais non prouvée

2) Capture au filet

a) Avantages et inconvénients de la méthode

Comme toute méthode, la capture au filet présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 5 : Avantages et inconvénients de l'étude des Chiroptères par la capture au filet.

Avantages	Inconvénients
Captures possibles des espèces à faible émission ultrasonore	Filets souvent détectés par les Chiroptères
Identification toujours possible	Capture difficile des espèces de haut vol
Connaissance du statut reproducteur, sexe ratio, état de santé...	Stress important pour les chauves-souris
	Mobilité impossible
	Nécessité d'une autorisation de capture et de personnel qualifié

b) Application de la méthode

- Où ?

Les filets sont installés au niveau des milieux de chasse des Chiroptères (cf. Tableaux 6 et 7).

- Quand ?

Sur le terrain, les filets peuvent être utilisés pendant toute la nuit. Ils sont néanmoins des plus efficaces lors des premières heures après la tombée de la nuit (Mitchell-Jones & McLeish, 2004), en général jusqu'à environ 1h du matin.

Il est recommandé de ne pas utiliser cette technique pendant la période de fin mai à mi-juillet, moment où les femelles peuvent être gestantes, allaitantes voire même en train de porter leurs nouveau-nés. De même on évitera de capturer les jeunes qui commencent tout juste à voler.

L'objectif principal étant de déterminer l'espèce, une nuit de capture mensuelle pendant la période de août à octobre est suffisante surtout si plusieurs filets sont utilisés par km², soit au total 3 campagnes (Mitchell-Jones & McLeish, 2004). Leur utilisation doit se faire dans de bonnes conditions climatiques à savoir lors de nuit sans vent et sans pluie.

- **Comment ?**

Généralement, 3 dispositifs de capture sont utilisés simultanément (2 dispositifs de 5 m de longueur et un dispositif de 6m de longueur). Les filets sont installés sur deux hauteurs de 2m chacune ce qui représente une surface d'environ 96 m². Toutefois les chauves-souris repérant les filets, il est conseillé de les multiplier. Leur nombre dépend de la capacité du captureur à gérer un certain nombre de filets et de l'activité du site.

- **Les paramètres à noter**

Les paramètres à noter obligatoirement sont ceux définis au Chap.3 p.9 :

- Nom de la commune et code INSEE (cf. Chap.3 p.9),
- Nom de l'opérateur et de sa structure,
- Espèces capturées et le nombre d'individus par espèce,
- La date de l'observation.

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont

- Sexe,
- Age,
- Localisation précise du filet,
- Diverses mensurations (cf. Figure 5).

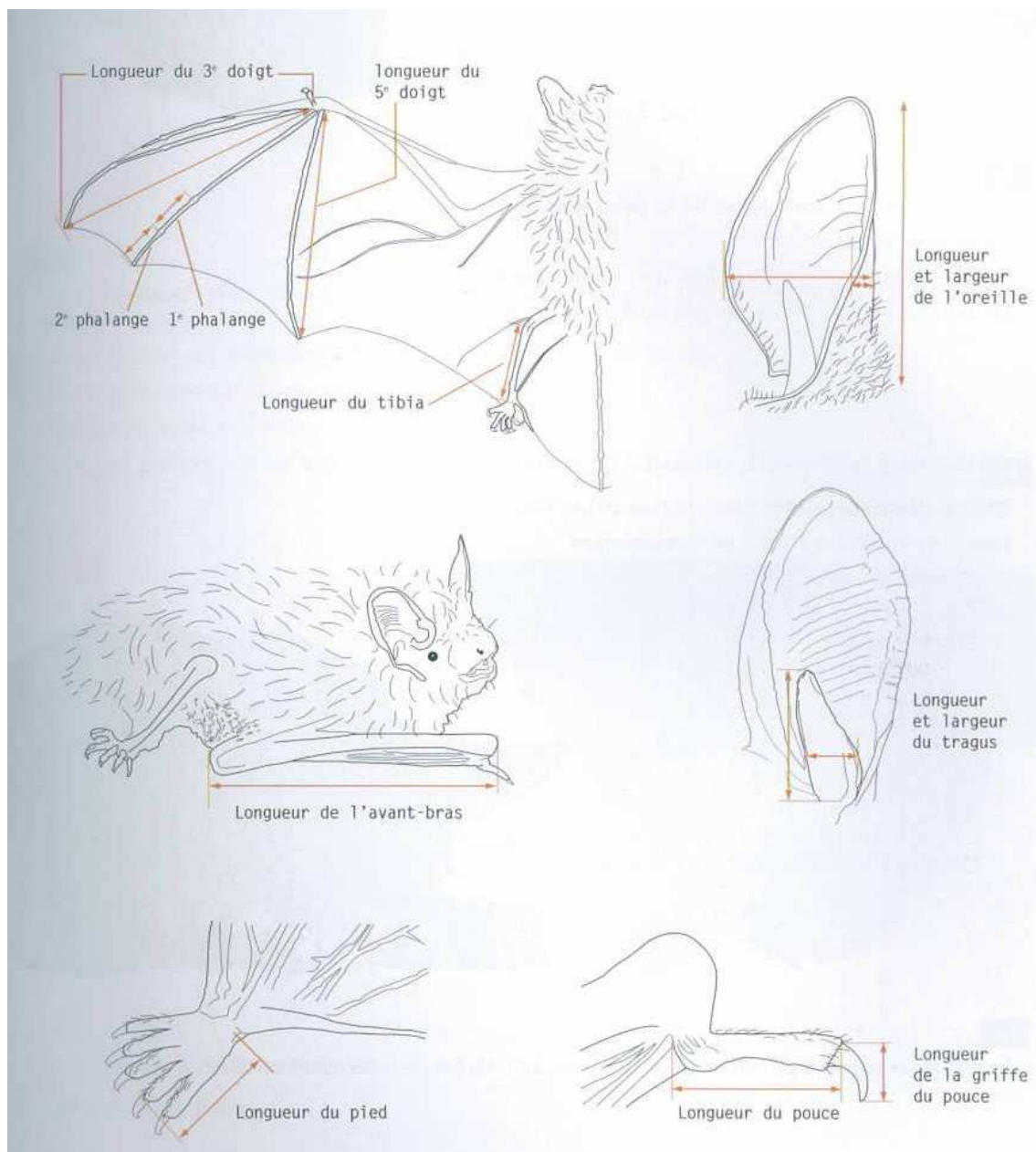


Figure 5. Mensurations chez les chiropères d'après Arthur & Lemaire (2009).

Tableau 6. Milieux de chasse utilisés par les Chiroptères en France d'après Godineau & Pain (2007).

	Bois de feuillus	Bois de résineux	Bois mixtes	Lisières	Haies	Zones humides, plans d'eau, rivières boisées	Zones humides, plans d'eau, rivières non boisées	Etendues d'eau	Prairies rases	Prairies hautes, friches herbacées	Parcs et jardins	Vergers hautes tiges	Milieux urbains	Lampadaires	Falaises et aplombs rocheux
Petit rhinolophe	x			x	x	x					x				
Grand rhinolophe	x	?		x	x				x		x	x			
Rhinolophe euryale	x			x		x						x			
Rhinolophe de Méhély	x		x												
Murin de Daubenton	x			x	x	x		x							
Murin de Capaccini						x	x	x							
Murin des marais							x	x							
Murin à moustaches	x			x	x	x					x				
Murin de Brandt	x		x			x									
Murin d'Alcathoe	x					x									
Murin de Bechstein	x		x	x											
Murin de Natterer	x			x	x	x			x						
Murin à oreilles échancrées	x	x	x	x	x	x	x				x	x			
Grand murin	x	x		x					x		x	x			
Murin du Maghreb	x									x	x				
Petit Murin							x		x	x	x	x			
Grande Noctule	x		x			x	x			x	x				
Noctule de Leisler	x	x	x			x			x				x	x	x
Noctule commune	x								x		x		x	x	
Sérotine commune	x			x	x	x			x						
Sérotine de Nilsson	x	x	x			x	x		x	x			x	x	
Sérotine bicolore						x	x			x					
Pipistrelle commune	x	?		x	x	x	x		x			x	x	x	x
Pipistrelle pygmée	x			x	x	x	x						x	x	
Pipistrelle de Kuhl				x	x	x					x	x	x	x	x
Pipistrelle de Nathusius	x	x	x	x		x	x				x				

Légende.

x : milieu de chasse utilisé,

? : Milieu de chasse dont l'utilisation est suspectée, mais non prouvée

Tableau 7. Milieux de chasse utilisés par les Chiroptères en France d'après Godineau & Pain (2007) - suite

	Milieux de chasse														
	Bois de feuillus	Bois de résineux	Bois mixtes	Lisières	Haies	Zones humides, plans d'eau, rivières boisées	Zones humides, plans d'eau, rivières non boisées	Etendues d'eau	Prairies rases	Prairies hautes, friches herbacées	Parcs et jardins	Vergers hautes tiges	Milieux urbains	Lampadaires	Falaises et aplombs rocheux
	x					x	x			x			x	x	x
	x	x	x	x	x	x					x	x	x	x	
				x	x					x	x	x			
	x			x		x									
	x	x	x	x	x	x							x		x
	x			x		x							x	x	
						x	x			x			x	x	x

Légende. X : milieu de chasse utilisé,

? : Milieu de chasse dont l'utilisation est suspectée, mais non prouvée

3) Détection des ultrasons

Les chauves-souris s'orientent dans l'espace et détectent leurs proies par écholocation (Van Laere, 2008). Ainsi, même si certaines espèces de chauve-souris sont difficiles à distinguer en vol, il est possible d'écouter leurs signaux. Ces espèces peuvent alors être identifiées à distance (Larrieu, 2005)

a) Avantages et inconvénients

Comme toute méthode, la détection des ultrasons présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 8. Avantages et inconvénients de la détection des ultrasons chez les Chiroptères

Avantages	Inconvénients
Mobilité	Espèces de faible émission difficilement détectées
Inventaires quantitatifs et qualitatifs	Identifications parfois difficiles (selon méthode et matériel)

b) Application de la méthode

La plupart des sons émis par les Chiroptères sont inaudibles pour l'oreille humaine d'où la nécessité de les capter pour les analyser à l'aide d'un matériel spécifique. Il existe plusieurs types d'analyse de sons et donc plusieurs types de détecteurs.

α) 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. Bien qu'on puisse identifier l'espèce émettrice dans certains cas particuliers, ce type de détecteur ne permet généralement de détecter que la présence de groupe d'espèce (Chiroptères du genre *Myotis*, Oreillards, etc.).

β) La détection par expansion de temps

Elle consiste à enregistrer les émissions ultrasonores 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.

Bien que le détecteur à expansion de temps soit très coûteux, son utilisation est recommandée car il permet un enregistrement des fréquences de toutes les espèces de Chiroptères et donc une fiabilité des données obtenues (cf. **Tableau 9**).

Tableau 9. Caractéristiques des différents détecteurs d'ultrasons d'après Nyssen (2009).

Type de détecteurs d'ultrasons	Avantages	Inconvénients
Hétérodyne	Peu coûteux (environ 200 - 250 €)	Identification de l'espèce impossible pour certaines familles
	Travaille en temps réel, bien en connexion avec les conditions d'observation et le rythme	Pas d'enregistrements ni de validation possible
	Identification immédiate (mais pas de toutes les espèces)	Cible une fenêtre étroite de fréquences
Expansion de temps	Permet un enregistrement : analyse sur ordinateur, validation	Système coûteux (minimum 2000€)
	Identification possible dans les groupes des <i>Myotis</i> , Oreillards, etc.	Demande beaucoup de matériel et technique
	Enregistre simultanément tout le spectre des fréquences	Expérience conséquente nécessaire
		Nécessite une analyse à posteriori; temps, perte de contact avec la réalité

Pour l'expansion de temps, le modèle le plus couramment utilisé est le Pettersson D240X. Ce détecteur combine les modes hétérodyne et expansion de temps. Il faut cependant compter entre 1200 et 1500€ minimum pour un tel matériel.

Ce modèle est disponible par exemple à l'adresse suivante: <http://www.batsound.com/?p=9>

Les sons expansés peuvent faire l'objet d'analyses sur ordinateur, permettant ainsi d'augmenter les possibilités d'identification. Le logiciel **Batsound de Pettersson Electronic®** est actuellement le plus utilisé en France (Barataud, 1996).

Un manuel basé sur l'utilisation du détecteur **Pettersson D240X** (Verkem et al., 2008) est disponible au lien suivant :

http://www.natagora.org/files/author/Plecotus/Manuel_Expansion_Temps_VersionJUN2008.pdf

Un logiciel d'enregistrement, d'édition et de repasse des sons est disponible gratuitement sur le site Vigie Nature. Un manuel d'utilisation de ce logiciel est consultable au lien suivant :

<http://www2.mnhn.fr/vigie-nature/IMG/pdf/ManuelSyrinxWeb-2.pdf>

Un détecteur de ce type pourra être placé dans la commune aux endroits où la présence de Chiroptères est avérée. Les enregistrements pourront durer par exemple 24 heures. Ils seront ensuite soumis à analyse au niveau du MNHN afin de déterminer à quelles espèces appartiennent ces émissions.

Les méthodes de capture au filet et d'identification au détecteur d'ultrasons sont complémentaires (Zingg & Maurizio, 1991 in Lustrat, 1997).

D'après Lustrat (1997), les captures aux filets permettent d'obtenir une identification des espèces capturées, de connaître leur statut reproducteur et de collecter des données biométriques. Toutes les chauves-souris présentes ne sont pas capturées, et donc pas identifiées. C'est le cas notamment des espèces se déplaçant au niveau de la strate arborée et en milieu ouvert (Noctule commune, Noctule de Leisler, Grande noctule, Sérotine commune, Petit murin, Grand murin, etc.). En revanche, ces espèces rarement capturées pourront être identifiées à l'aide de la détection des ultrasons émis.

C) Choix de la méthodologie à employer

Le tableau 10 ci-après facilite le choix de la méthode à employer pour inventorier les Chiroptères.

Celle-ci tient compte de 2 critères :

- Le niveau de rendu souhaité en fonction des moyens disponibles et des objectifs que l'on se fixe (cf. Part.3. Rendus)
- Le rapport « bénéfice / coût » de la méthode. Pour ce second point, on tiendra compte du code couleur ci-après :
 - Vert = méthode peu coûteuse qui demande peu de temps pour obtenir des résultats,
 - Orange = méthode peu coûteuse qui demande du temps pour obtenir des résultats ou méthode qui demande peu de temps pour obtenir des résultats mais qui est coûteuse,
 - Rouge = méthode très coûteuse ou qui prend beaucoup de temps pour obtenir des résultats.

Tableau 10. Choix de la méthode à employer pour inventorier les Chiroptères en fonction des investissements économiques et temporels.

	Recherche des gîtes estivaux et hivernaux	Capture au filet	Détection des ultrasons
Niveau 1			
Niveau 2			
Niveau 3			

A noter qu'il n'existe pas de méthode nécessitant à la fois un faible investissement financier et temporel pour inventorier les Chiroptères.

Références bibliographiques

- Arthur, L. & Lemaire, M. 2009. Les chauves-souris de France, Belgique et Luxembourg. Biotope, Meze, (collection Parthénope), Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris. 544p.
- Mitchell-Jones, A.J. & McLeish, A.P. 2004. Bat worker's manual 3rd Edition. Joint Nature Conservation Committee. 179p.
- Barataud, M. 1996. Balade dans l'inaudible – identification acoustique des chauves-souris de France. Editions Sittelle. 50p + 2 CD audio.
- Bat Conservation Trust. 2007. Bat Surveys – Good Practice Guidelines. Faber Maunsell – AECOM. 87p.
- Fenton, M.B. 1983. Just Bats. University of Toronto Press. Toronto. 165p.
- Godineau, F. & Pain, D. 2007. Plan de restauration des Chiroptères en France métropolitaine, 2008 -2012. Société Française pour l'Etude et la Protection des Mammifères – Ministère de l'Ecologie, du Développement et de l'Aménagement direct. 147p.
- Gourmand, A.-L. non daté. DELTA – Identification des Chiroptères de France.
http://abiris.snv.jussieu.fr/chiropteres/liens_interfaces/Introduction_chiro.html
- Hutson, A.M. & Mickelburgh, S. 1988. Bats underground: a conservation code. Flora and Fauna Preservation Society, London, United Kingdom. 30p.
- Kerth G., Kiefer A., Trappmann C. & Weishaar M., 2003. High gene diversity at swarming sites suggest hot spots for gene flow in the endangered Bechstein's bat. Conservation Genetic 4: 491-499.
- Larrieu, L. 2005. Inventaire de Chiroptères. Etude Biodiversité Hèches – CRPF Midi-Pyrénées. 25p.
- Lustrat, P. 1997. Biais dus aux techniques d'étude des Chiroptères en activité de chasse en milieu forestier. ARVICOLA t. IX, n°1 : 7-10.
- Nyssen, P. 2009. Le son chez les chauves-souris. Plecotus. Natagora. 34p.
- Sourp E., Boitier E. & Heyrman E., 2006. Expérience d'évaluation de l'enjeu environnemental relatif aux chauves-souris des anciennes cavités minières du Livradois-Forez in Legrand R., Bernard M. & Bernard T., 2006. - Recueil d'expériences : étudier, préserver les Chauves-souris en Auvergne autour des bâtiments, des souterrains, des ouvrages d'art et des milieux naturels. Conservatoire des Espaces et Paysages d'Auvergne, Chauve-Souris Auvergne, p 34 - 41.

- Thomas, D. W. 1995. Hibernating bats are sensitive to non tactile human disturbance. *Journal of Mammalogy*, 76(3):940-946.
- Van Laere, P. 2008. L'écholocation chez les chauves-souris. Université Paris 13. 25p.
- Verkem S., Van der Wijden B. & Nyssen, P. 2008. Manuel d'utilisation de l'expansion de temps pour débutants – Plecotus. 45 p.
- Zingg, P.E. & Maurizio, R. 1991. Die Fledermäuse (Mammalia : Chiroptera) des Val Bregaglia. *Jber. Natf. Graubünden* 106 : 43-88.

2) Micromammifères



Cliché 5. Lérot *Eliomys quercinus* © Olivier Delzons



Cliché 6. Campagnol amphibie *Arvicola sapidus* © David Perez



Cliché 7. Muscardin *Muscardinius avellanarius* © Danielle Schwarz



Cliché 8. Crossope de Miller *Neomys anomalus* © David Perez



Cliché 9. Le mulot sylvestre *Apodemus sylvaticus* © Böhringer Friedrich



Cliché 10. Campagnol basque *Microtus lusitanicus* © José Ramón Pato Vicente

A) Présentation générale

Les micromammifères constituent un modèle biologique intéressant pour les études à l'échelle du paysage, en raison de leur implication dans de nombreux processus écosystémiques. Les petits mammifères participent notamment à la dispersion et à l'enfouissement des graines et, par leur activité de fouissage, à la décomposition de la matière organique du sol. (Delzons, 2010).

L'observation directe des micromammifères est difficile, leur activité étant souvent crépusculaire ou nocturne. Il s'agit de plus d'animaux souterrains et furtifs pour nombre d'espèces. La détermination précise de l'espèce peut donc s'avérer difficile. Deux techniques permettent cependant de les inventorier de manière fiable : le piégeage, et l'étude des pelotes de réjection des rapaces nocturnes. Ces techniques sont complémentaires car, prises individuellement, elles ne permettent généralement pas de détecter toutes les espèces de micromammifères.

B) Méthodes d'inventaire

La Figure 6 ci-après fait la synthèse des types de méthodes d'inventaires envisagées dans le cadre du programme ABC.

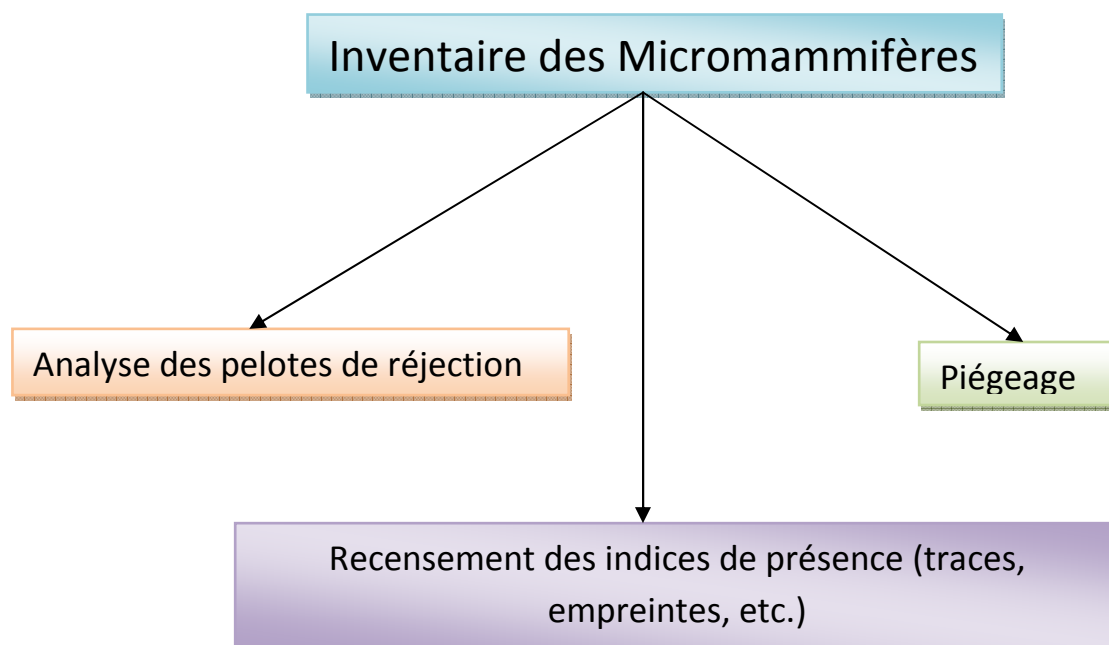


Figure 6. Méthodologie d'inventaire des Micromammifères envisagée dans le cadre du programme ABC.

1) Analyse des pelotes de réjection

Cette méthode d'inventaire indirect des micromammifères est basée sur l'analyse des crânes et autres ossements trouvés dans les pelotes de réjection de rapaces ou les restes de repas des carnivores.

a) Avantages et inconvénients

Comme toute méthode d'inventaire, l'analyse des pelotes de réjection présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 11. Avantages et inconvénients de l'analyse des pelotes de réjection d'après Marinosci (2010).

Avantages	Inconvénients
Permet de connaître le régime alimentaire des rapaces Tout en étudiant la répartition des espèces de petits mammifères.	Ne permet pas de dire avec précision où se trouvait l'animal avant sa capture ni la période au cours de laquelle l'animal était présent
Méthode facilement accessible si l'on dispose d'une loupe binoculaire et d'une clé de détermination	Analyse parfois longue du contenu des pelotes
Technique "douce", n'infligeant pas de stress comme les techniques de piégeage ou de mortalité supplémentaires	Découverte des pelotes souvent fortuite
Permet l'identification de nombreux petits mammifères	

b) Application de la méthode

- **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 micro mammalogique d'une zone déterminée.

- **Détermination**

L'analyse morphométrique des restes dentaires des individus morts présents dans les pelotes de réjection de rapaces permet d'assurer la détermination des espèces et notamment des campagnols souterrains. Les ossements, essentiellement les mandibules peuvent être déterminés à partir d'ouvrages de référence et à l'aide d'une loupe binoculaire.

Pour toute identification du contenu des pelotes, on pourra se référer à des clés de détermination des restes osseux contenus dans les pelotes de réjection des rapaces comme celle publiée par Erome & Aulagnier (1982, cf. Figure 7) ou Rolland (2008). Celles-ci sont disponibles aux liens suivants : <http://coraregion.free.fr/spip.php?rubrique43> et http://coraregion.free.fr/images/micromammiferes/cle_identification/cle_micromammiferes_rhone_alpes.pdf

Il est possible également de se rapporter aux documents produits par Marchesi *et al.* (2008) puis Charissou (1999).

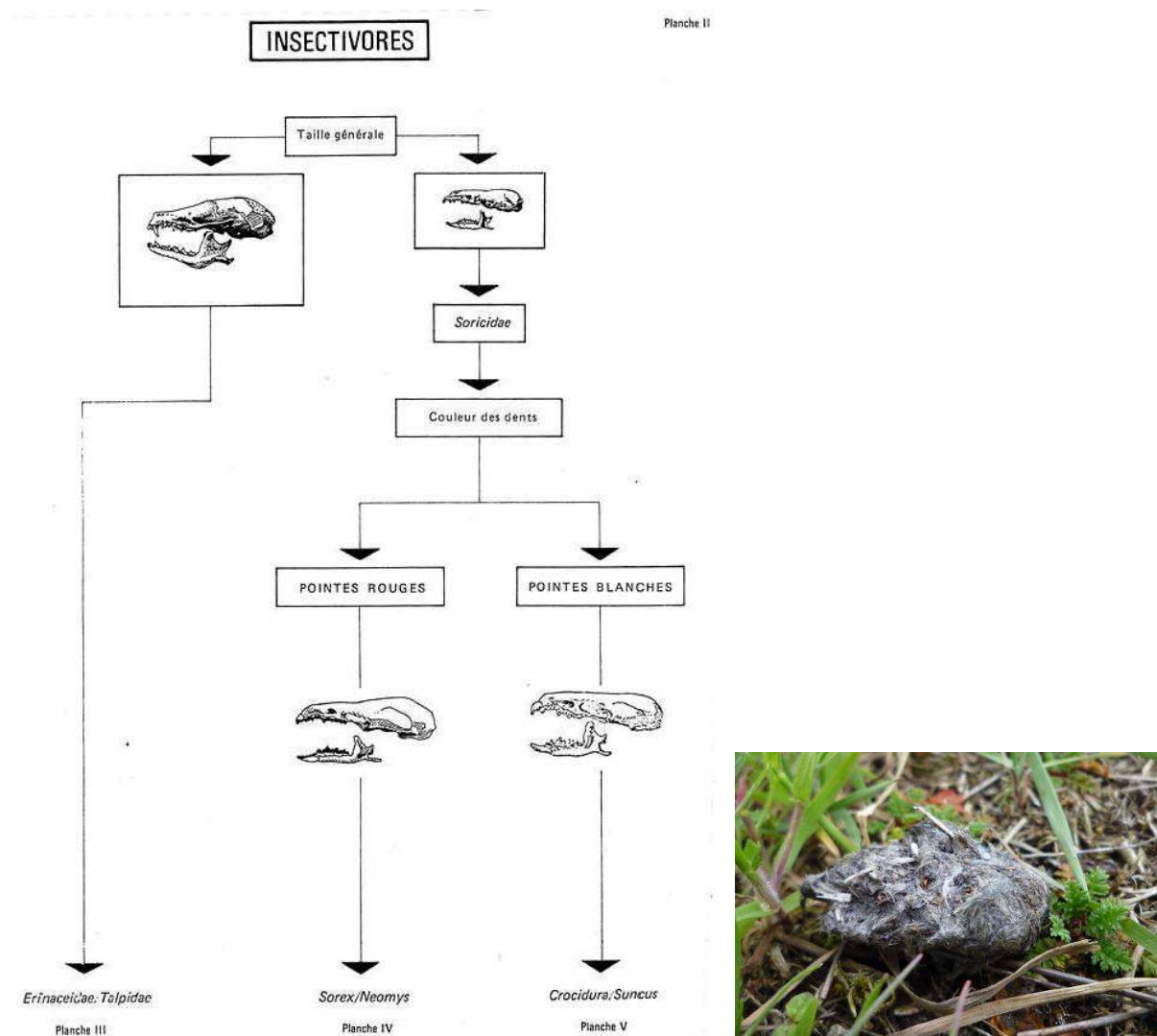


Figure 7. Exemple de clé de détermination des restes osseux. D'après Erome & Aulagnier (1982).

Cliché 11. Pelote de réjection de chouette hulotte *Stryx aluco* © Philippe Gourdain.

2) Le piégeage

Les pièges permettent une localisation assez précise des espèces sur le site étudié. Ils peuvent être positionnés de manière isolée ou selon un transect.

a) Principaux types de pièges existant

Les types de pièges étudiés et le mode de piégeage dépendent des espèces visées et de l'objectif à atteindre. Ceux-ci sont brièvement décrits ci-après (d'après Gourdain *et al.*, 2011):

- Le Lonworth. Piège en aluminium, relativement lourd, avec dortoir, d'un coût élevé,
- Le piège grillagé. Ce piège appâté avec un réglage sensible permet de capturer des animaux de taille variable allant des musaraignes au surmulot ou à l'hermine,
- Le piège UGGLAN. Il s'agit d'une cage grillagée reposant sur un socle. La porte se referme lorsque l'animal emporte les appâts placés sur le mécanisme déclencheur. Il peut être utilisé pour différentes espèces de Campagnols et a l'avantage de maintenir les animaux en vie ;
- Les petites musaraignes sont mieux échantillonnées avec des pièges fosses (Pots Pièges) utilisés avec des clôtures de déviation ;
- Les pièges cache-tubes (utilisés par exemple par Churchfield & *al.* 2000), posés horizontalement sur le sol et garnis de petits insectes peuvent faciliter le repérage des musaraignes aquatiques (*Neomys fodiens*). Les fèces déposées dans le tube peuvent permettre d'attester la présence de cette espèce. C'est en effet la seule à consommer des invertébrés aquatiques, dont les restes se retrouvent dans les fèces. Ceux-ci sont généralement relevés tous les 15 jours.

Il est possible de se procurer certains modèles de pièges chez BTTmécanique ou aux liens suivants : <http://www.gare-btt.fr/index.htm> et sur http://alanaecology.com/wildlife/Humane_Traps_and_Nets.html

b) Application de la méthode

• Echantillonnage

La méthode classique préconise d'échantillonner dans des milieux tant que possible homogènes. Les pièges sont généralement disposés à intervalle réguliers (lignes), mais 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 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.

Le recours à des appâts augmente sensiblement les chances de captures. Des appâts carnés seront employés pour les petits prédateurs tels que les musaraignes tandis que le beurre d'arachide semble efficace pour les souris, campagnols et écureuils.

- **Période et fréquence des relevés**

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. 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.

Des relevés quotidiens sont réalisés pendant 3 jours consécutifs puis les pièges sont retirés. Selon Spitz (1969), cela permet théoriquement de capturer 90 à 100 % des individus présents sur le site de capture.

- **Paramètres à noter**

Les paramètres à noter obligatoirement sont ceux définis au Chap.3 p.9 :

- Nom de la commune et code INSEE (cf. Chap.3 p.9),
- nom de l'opérateur et de sa structure,
- espèces capturées (emploi du référentiel TAXREF disponible sur demande au lien suivant : http://inpn.mnhn.fr/isb/download/contact_taxref.jsp,
- la date de l'observation.

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont

- Localisation géoréférencée du site, nom de lieu-dit
- description générale de l'habitat autour du piège,
- météorologie : température, précipitation,
- heure de relevé et le numéro de piège,
- sexe,
- âge,
- numéro du piège, et le nombre d'individus de chaque espèce,
- technique d'inventaire ou type de piège employé.

L'observateur pourra, dans le cadre d'un suivi des populations, noter pour chaque individu capturé :

- Poids (l'animal est pesé sur un pèse-lettre),
- 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),
- sexe,
- l'âge des individus ou l'état de reproduction : adulte, sub-adulte, juvénile (testicules ou mamelles non développées).

3) Le recensement des indices de présence

a) Avantages et inconvénients

Comme toute méthode, le recensement des indices de présence présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 12. Avantages et inconvénients des indices de présence selon Marinosci (2010).

Avantages	Inconvénients
Identification précise pour certaines espèces grâce aux traces, empreintes, fèces ou encore habitats caractéristiques	Le pouvoir discriminant des indices de présence s'estompent avec le temps et le changement de conditions environnementales
	Les empreintes sur des substrats durs sont difficilement identifiables

b) Application de la méthode

Le recensement des indices de présence est aussi une autre méthode pour l'inventaire des micromammifères. Elle est particulièrement adaptée pour le recensement d'espèces spécifiques. C'est le cas par exemple du Loir gris *Glis Glis*, du Campagnol amphibie *Arvicola sapidus* et du Muscardin *Muscardinus muscardinus*.

Le Groupe Mammalogique Breton (2008 et 2009), a notamment édité des livrets détaillés sur les indices laissés par le campagnol amphibie et le muscardin. Ils sont disponibles à l'adresse suivante et peuvent servir de référence pour les prospections relatives à ces espèces : <http://www.gmb.asso.fr/publications.html>



Cliché 12. Fèces et reste de repas de campagnol amphibie *Arvicola sapidus* © Philippe Gourdain

Les paramètres à noter obligatoirement sont similaire à ceux évoqués dans les précédents chapitres (cf. Chap.3 p.9) à savoir :

- Nom de la commune et code INSEE (cf. Chap.3 p.9),
- nom de l'opérateur et de sa structure,
- espèces observées (emploi du référentiel TAXREF disponible sur demande au lien suivant : http://inpn.mnhn.fr/isb/download/contact_taxref.jsp,
- la date de l'observation.

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont

- Localisation géoréférencée du site, nom de lieu-dit,
- méthodologie employée,
- météorologie : température, précipitation,
- heure des relevés et le numéro de piège,
- le type d'indice de présence (cf. **Figure 8**).

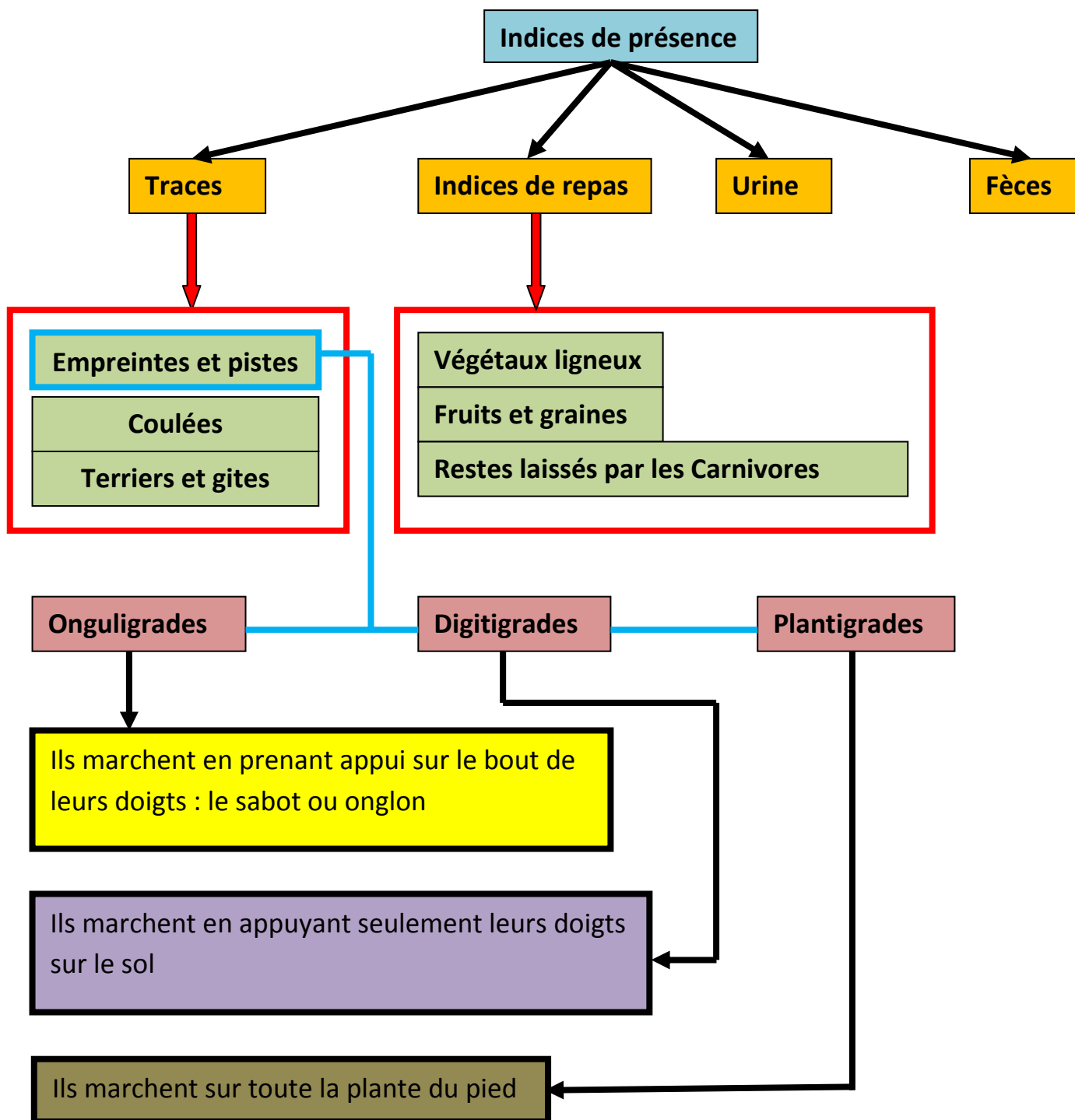


Figure 8. Les différents types d'indices de présence des "autres mammifères ».

C) Choix de la méthodologie à employer

Le tableau 13 ci-après vise à faciliter le choix de la méthode à employer pour inventorier les Micromammifères.

Celle-ci tient compte de 2 critères :

- Le niveau de rendu visé ou souhaité en fonction des contraintes économiques et techniques, des objectifs fixés, etc. (cf. PARTIE 3. Rendus (livrables) p 17.
- Le rapport « bénéfice / coût » de la méthode. Pour ce second point, on tiendra compte du code couleur ci –après :
 - Vert : méthode peu coûteuse et peu chronophage pour obtenir des résultats,
 - Orange : méthode peu coûteuse mais assez chronophage pour obtenir des résultats ou méthode qui demande peu de temps pour obtenir des résultats mais économiquement coûteuse (besoins matériels, compétences techniques, etc.),
 - Rouge : méthode très coûteuse et / ou chronophage pour obtenir des résultats.

Tableau 13. Aide dans le choix de la méthode à employer pour inventorier les Micromammifères.

	Analyse des pelotes de réjection	Piégeage	Recensement des indices de présence**	
Niveau 1				
Niveau 2	*		*	
Niveau 3				

* Méthode à employer non adaptée pour le niveau que l'on souhaite atteindre.

** Fonction de l'effort de prospection.

Références bibliographiques

- Charissou, I., 1999. Identification des restes trouvés dans les pelotes de réjection des rapaces. *Epops*, 99(1) : 1-36.
- Churchfield, S., Barber, J. & Quinn, C.D. 2000. A new method for water shrews (*Neomys fodiens*) using baited tubes. *Mammal Rev.*, 30: 249-254.
- Davis, D.E. 1982. Handbook of census methods for terrestrial vertebrates. In., Boca Raton, Florida, USA. Ed. CRC Press: 397p.
- Delzons O., 2010. Guide des méthodes d'évaluation écologique des milieux naturels. Muséum National d'Histoire Naturelle – UNICEM. 353 p. (à paraître).
- Erome, G. & Aulagnier, S. 1982- Contribution à l'identification des proies des Rapaces – *Le Bièvre*, 4(2), 129-135. C.O.R.A, Université Lyon I, 69622 VILLEURBANNE CEDEX.
- Gourdain P., Poncet L., Haffner P., Siblet J-P., Olivereau F. et Hesse S., 2011. Cartographie Nationale des Enjeux Territorialisés de Biodiversité remarquable (CARNET B) - Inventaires de la biodiversité remarquable (volet 1. Faune) sur deux régions pilotes : La Lorraine et la région Centre. V.1.0. 213 p.
- Groupe Mammalogique Breton. 2009. Le Muscardin – Livret d'identification des indices de présence du Muscardin (*Muscardinus avellanarius*) – Lancement de l'enquête « Noisettes ». 4p.
- Groupe Mammalogique Breton. 2008. Stage Campagnol Amphibie – Identification des Indices de présence du Campagnol Amphibie (*Arvicola sapidus*). 11p.
- Marchesi, P., Blant, M., Capt, S. 2008. Mammifères identification. CSCF – Fauna Helvetica. 296 p.
- Marinosci, C. 2010. Atlas régional de mammifères sauvages : méthodologie pour une étude de faisabilité dans la région Provence-Alpe-Côtes d'Azur. LPO PACA – Université Paul Cézanne. 66 p.
- Rolland Ch. 2008 - CORA Faune Sauvage- Clé d'identification des micro-mammifères de Rhône-Alpes, Identification à partir des restes osseux contenus dans les pelotes de réjection des rapaces. 54 p.
- Spitz, F. 1969. L'échantillonnage des populations de petits mammifères. In Problèmes d'écologie : l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres. p 153-188.

3) Autres mammifères



Cliché 13. Lapin de Garenne *Oryctolagus cuniculus* © Philippe Gourdain



Cliché 14. Bouquetin des Alpes *Capra ibex* © Philippe Gourdain



Cliché 15. Ragondin *Myocastor coypus* © Philippe Gourdain



Cliché 16. Ecureuil roux *Sciurus vulgaris* © Philippe Gourdain



Cliché 17. Loutre *Lutra lutra* © Fabrice Capber



Cliché 18. Renard *Vulpes vulpes* © Philippe Gourdain

A) Présentation générale

Seront traités dans ce chapitre les mammifères à l'exclusion des chiroptères et des micromammifères. Ainsi, celui-ci prend en compte les grands ongulés (Chevreuil, Cerf, etc.) les lagomorphes (Lièvres, Lapin de Garenne), les carnivores (Renard, Blaireau et autres Mustéolidés), les grands rongeurs (Castor) et les Erinacéomorphes (Hérisson européen *Erinaceus europaeus*). Il est admis que nombres d'espèces de ce groupe ont des mœurs discrètes et nocturnes. Leur échantillonnage se fait donc souvent de manière indirecte par observation des traces et empreintes.

Plusieurs espèces de grands mammifères font l'objet d'un Plan National d'Action. C'est le cas du Loup, de l'Ours brun, du Vison d'Europe, de la Loutre et du Bouquetin. Ces plans d'actions sont pour partie disponible sur : <http://www.developpement-durable.gouv.fr/Les-plans-Faune.html>

Pour exemple, quelques espèces de cette section « autres Mammifères » étudiés dans le cadre du programme ABC sont listées dans la Figure 9 page suivante.

B) Méthodes d'inventaire

Deux grandes stratégies d'échantillonnage sont généralement mises en œuvre (selon Delzons, 2010) et peuvent être reprise dans le cadre du programme ABC :

- échantillonnage par sondage (pièges, points d'écoute nocturne, points contact, etc.),
- échantillonnage systématique (par secteur, par milieu de vie, etc.).

Les méthodes d'études peuvent être très différents d'une espèce à l'autre. Le choix de mettre en place des programmes de capture (Mustéolidés notamment) ou d'observations directes sera dépendant du niveau de connaissance déjà acquis.

Pour les grands mammifères tels que le Cerf élaphe, l'état et la répartition des populations sont généralement bien connus des services de l'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage (ONCFS). Toutefois, si des données d'effectifs s'avéraient nécessaire, des techniques de comptage au phare, à partir d'un véhicule et / ou des battues pourraient être organisées avec l'autorisation et l'accompagnement d'une brigade de l'ONCFS. Cette méthode de recensement est également très efficace pour un autre groupe généralement moins bien connu, celui des Mustéolidés.

Les méthodes d'observation directe des individus sont simples à mettre en œuvre. Cependant, de nombreux mammifères restent discrets la journée. Leur échantillonnage se fera donc souvent de manière indirecte par observation des indices de présence :

- Coulées ou passage préférentiels
- Reliefs de repas
- Terriers
- Marques territoriales
- Signes divers (ossements, bois de cervidés, poils)

Les recensements des traces se feront surtout le printemps et l'été le long des lisières forestières, des layons, en bordures de chemins, etc. Des exemples de traces de présence sont fournis aux p 55 à 57.

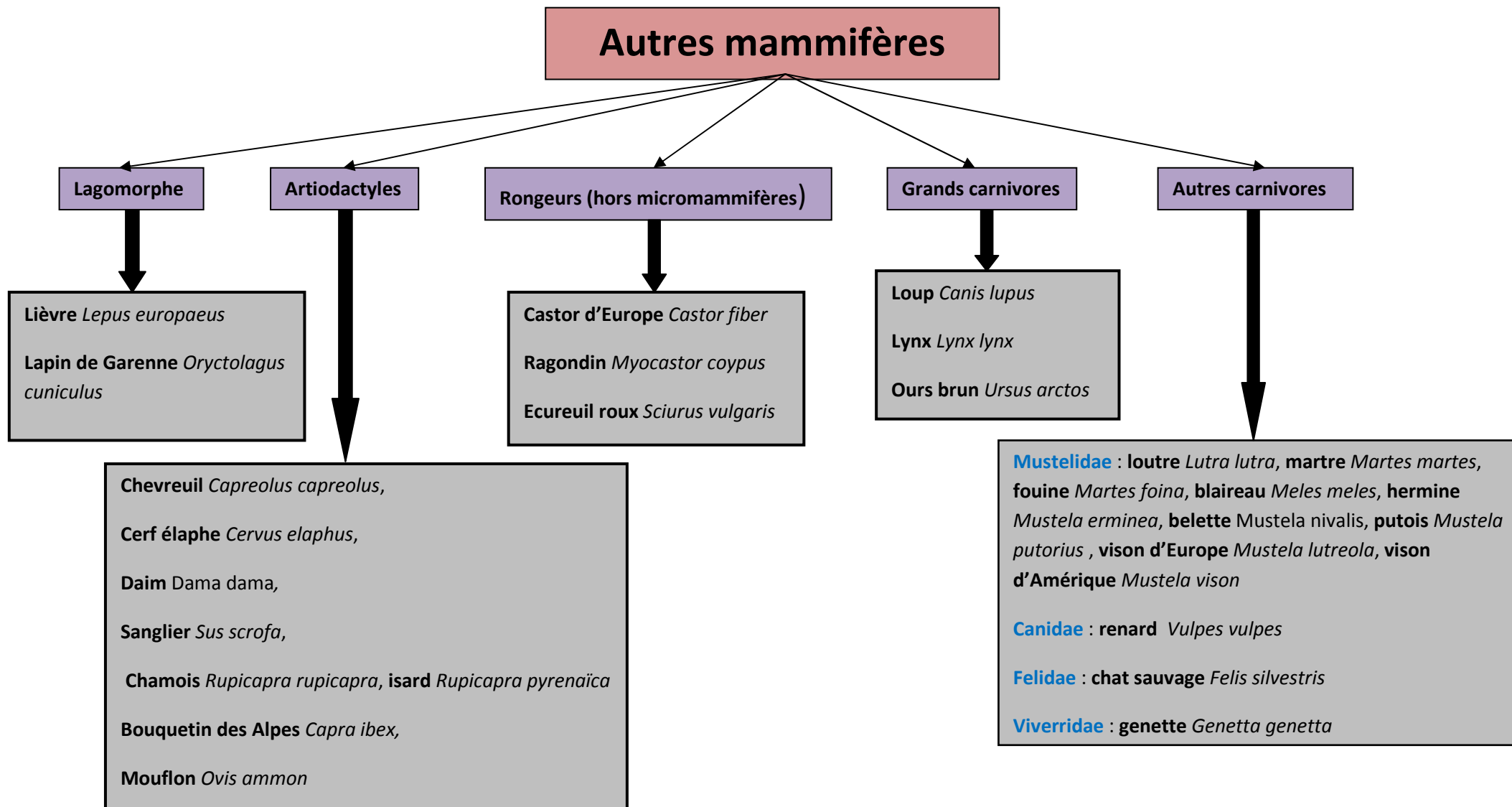


Figure 9. Les "autres Mammifères " pris en compte dans le cadre du programme ABC.

Exemples d'empreintes



Cliché 19. Empreinte de Lapin de garenne *Oryctolagus cuniculus*

© Philippe Gourdain

LAGOMORPHES

ARTIODACTYLES



Cliché 20. Empreintes de chamois *Rupicapra rupicapra* (onguligrade) © Philippe Gourdain

Cliché 21. Empreinte de Sanglier *Sus scrofa* (onguligrade) © Philippe Gourdain



Cliché 22. Empreinte de ragondin *Myocastor coypus*

© Audrey Savoure – Soubelet

RONGEURS



Cliché 23. Empreintes de loup *Canis lupus* (digitigrade) © Philippe Gourdain

Cliché 24. Empreinte d'ours des Pyrénées *Ursus arctos* © Audrey Savoure Soubelet

GRANDS CARNIVORES



Cliché 25. Empreinte de renard *Vulpes vulpes* (digitigrade) © Philippe Gourdain

Cliché 26. Empreinte de genette *Genetta genetta* © Audrey Savoure Soubelet



Figure 12. Empreinte de renard *Vulpes vulpes* d'après Soubelet (2010)

Figure 13. Empreinte de genette *Genetta genetta* d'après Soubelet (2010)

CANIDAE

VIVERRIDAE

Exemples de terriers



Cliché 27. Terrier de renard *Vulpes vulpes* © Philippe Gourdain



Cliché 28. Blaireautière *Meles meles* © Audrey Savoure-Soubelet



Cliché 29. Cerf élaphe *Cervus elaphus* © Philippe Gourdain



Cliché 30. Crotte de ragondin *Myocastor coypus* © Audrey Savoure - Soubelet

Exemples de fèces



Cliché 31. Empreinte de loutre *Lutra lutra* © Philippe Gourdain



Cliché 32. Crottier de genette *Genetta genetta* © Audrey Savoure - Soubelet

Un inventaire des populations françaises d'ongulés de montagne a été réalisé par l'ONCFS en 2006

Tous les documents concernant cet inventaire sont téléchargeables au lien suivant :

<http://www.oncfs.gouv.fr/Ongules-de-montagne-bouquetin-chamois-isard-ru244/Inventaire-des-ongules-de-montagne-ar464>

Les grands carnivores sont aussi généralement bien suivis par des organismes tels que FERUS (<http://www.ferus.org>) et l'ONCFS réseau Loup / Lynx (<http://www.oncfs.gouv.fr/Grands-carnivores-Loup-et-Lynx-ru467/Grands-carnivores-Loup-et-Lynx-ar1015>) ou encore le réseau ours : <http://www.carnivores-rapaces.org/Ours/reseau.htm>. Il n'est donc pas nécessaire de développer des protocoles particuliers pour ces derniers.

Les paramètres à noter obligatoirement sont similaire à ceux évoqués dans les précédents chapitres (cf. Chap.3 p.9) à savoir :

- Nom de la commune et code INSEE (cf. Chap.3 p.9),
- nom de l'opérateur et de sa structure,
- espèces observées (emploi du référentiel TAXREF disponible sur demande au lien suivant : http://inpn.mnhn.fr/isb/download/contact_taxref.jsp,
- la date de l'observation.

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont

- Localisation géoréférencée du site, nom de lieu-dit,
- méthodologie employée,
- heure des relevés,
- météorologie : température, précipitation,
- le type d'indice de présence (cf. **Figure 8**).

C) Choix de la méthode d'inventaire

Le tableau 14 ci-après vise à faciliter le choix de la méthode à employer pour inventorier les « autres mammifères ».

Celle-ci tient compte de 2 critères :

- Le niveau de rendu visé ou souhaité en fonction des contraintes économiques et techniques, des objectifs fixés, etc. (cf. PARTIE 3. Rendus (livrables) p 17.
- Le rapport « bénéfice / coût » de la méthode. Pour ce second point, on tiendra compte du code couleur ci –après :
 - Vert : méthode peu coûteuse et peu chronophage pour obtenir des résultats,
 - Orange : méthode peu coûteuse mais assez chronophage pour obtenir des résultats ou méthode qui demande peu de temps pour obtenir des résultats mais économiquement coûteuse (besoins matériels, compétences techniques, etc.),
 - Rouge : méthode très coûteuse et / ou chronophage pour obtenir des résultats.

Tableau 14. Aide dans le choix de la méthode à employer pour inventorier les Micromammifères.

	Indices de présence **	
Niveau 1		
Niveau 2	*	*
Niveau 3		

* Méthode à employer non adaptée pour le niveau que l'on souhaite atteindre.

** le coût est fonction de l'effort de prospection.

*** Rq. Les méthodes d'inventaires des « autres Mammifères » sont rarement très coûteuses et chronophages.

Références bibliographiques

- Soubelet, A. 2010. Validation des protocoles de collecte des données sur les petits carnivores de la région Midi-Pyrénées afin de cartographier leur répartition. Nature Midi-Pyrénées. Université Paul Sabatier – Master « Gestion de la Biodiversité ». 60p

II. Inventaire des Oiseaux



Cliché 33. Hypolaïs polyglotte *Hippolais polyglotta* © Philippe Gourdain

Cliché 34. Chouette effraie *Tyto alba* © Romain Sordello

Cliché 35. Tadorne de Belon *Tadorna tadorna* © Arnaud Tanguy

A) Présentation générale

Les oiseaux constituent un groupe bien connu et relativement simple à inventorier. Il s'agit d'un groupe très diversifié et qui comporte des espèces aux exigences variées. Certaines sont très spécialisées vis-à-vis de leur milieu naturel et d'autres sont très généralistes. D'après Blondel (1975) les peuplements ornithologiques constituent une source d'informations particulièrement précieuse lors de l'évaluation des milieux naturels pour plusieurs raisons :

- les communautés d'oiseaux réagissent rapidement aux perturbations de leur habitat,
- ils colonisent tous les types d'habitats, même ceux qui sont artificialisés,
- ils sont facilement utilisables et rapidement identifiables sur le terrain ce qui permet des études à de grandes échelles spatiales.

L'étude de l'avifaune fournit donc des renseignements sur la structure du paysage et la richesse de l'écosystème.

Ce groupe a l'avantage d'être bien suivi au niveau national et international, ce qui permet d'effectuer des comparaisons et des valorisations de données dans la mesure où celles-ci sont collectées par le biais de méthodes standardisées.

B) Méthodes d'inventaire

Dans le cadre du programme ABC, 3 types de méthodes d'inventaire des Oiseaux peuvent être envisagées. La Figure 14 illustre de manière simplifiée ces diverses méthodes.

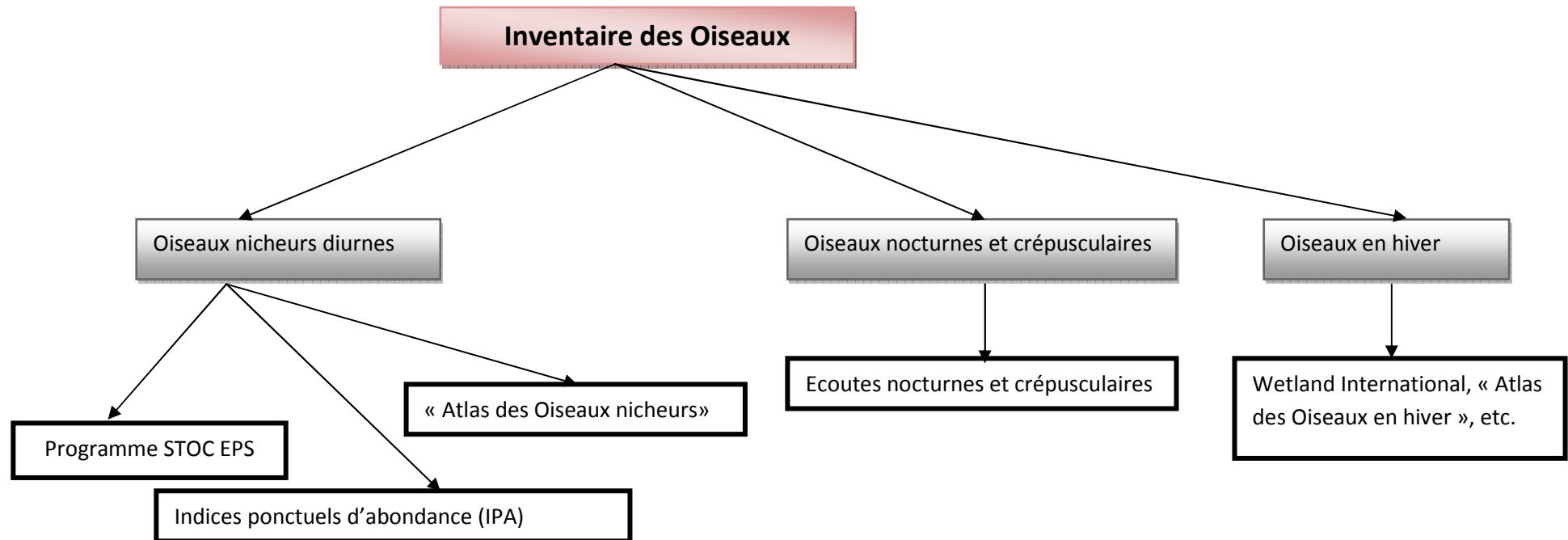


Figure 14. Méthodologies d'inventaire des Oiseaux proposée dans le cadre du programme ABC.

Le projet ne concerne pas uniquement les zones de reproduction, mais aussi les sites importants pour les haltes migratoires et les zones d'hivernage.

Les recensements ornithologiques se baseront sur 3 types de protocoles différents visant :

- 1/ l'étude des oiseaux nicheurs diurnes,
- 2/ l'étude des oiseaux nocturnes et crépusculaires,
- 3/ l'étude des oiseaux en hiver et en halte migratoire.

1) L'étude des Oiseaux nicheurs diurnes

1) Le programme de Suivi Temporel des Oiseaux Communs par Echantillonnage Ponctuel Simple (STOC EPS)

L'objectif de ce programme est d'évaluer les tendances d'évolution des effectifs reproducteurs des espèces d'oiseaux communs (Bibby et al., 2000)

a) Avantages et inconvénients

Comme tout protocole, le STOC –EPS présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le Tableau 15 ci-dessous.

Tableau 15. Avantages et inconvénients du STOC - EPS

Avantages	Inconvénients
Protocole normé reproductible par n'importe quel opérateur	Protocole ne permettant pas de recenser de manière exhaustive toutes les espèces (en général 60 à 80%)
Protocole conduit à l'échelle de la France depuis 1989	
Protocole qui renseigne sur des données qualitatives (présence / absence) et quantitatives (nombre d'individus)	

b) Application de la méthode

- Où?

C'est le coordinateur national, au CRBPO, qui est chargé d'effectuer le tirage au sort des carrés qui abriteront les EPS, sur la base de la liste des noms de communes fournie par le coordinateur local de chaque région ou département. Le tirage aléatoire s'effectue dans un rayon de 10 kilomètres autour d'un point fourni par l'observateur (nom de commune), sur la base d'un carré de 4 km² (2 x 2 km) qui abritera 10 EPS. L'observateur répartit ensuite lui-même ses EPS dans le carré, avec des points de répartition homogène et relativement équidistants (au moins 300 mètres entre deux points). Tous les types d'habitat présents dans le carré devront être représentés sur les points d'écoute, dans leurs proportions respectives. Par exemple, si un village est présent, il faudra au moins un point en zone bâtie (d'après Jiguet et Julliard, 2003).

- **Quand ?**

Chaque Echantillonnage Ponctuel Simple est effectué deux fois en période de nidification. Le premier passage a lieu en début de saison de reproduction (du 1^{er} avril au 8 mai) pour recenser les nicheurs précoces. Le second passage a lieu entre le 9 mai et le 15 juin pour les nicheurs tardifs (notamment les migrateurs transsahariens). Il est recommandé d'effectuer les deux passages de 4 à 6 semaines d'intervalle. Les passages commenceront idéalement vers 6-7 heures du matin par météo favorable. Un froid vif, un temps pluvieux ou un brouillard de faible densité, peuvent biaiser de façon non négligeable les résultats lors de l'échantillonnage de terrain. De même, un vent fort « brouillera » la perception des chants d'oiseaux tandis qu'un froid vif incitera les différentes espèces à adopter une attitude discrète. Il est donc nécessaire de réaliser tant que possible les relevés ornithologiques dans des conditions météo optimales qui assurent d'une part la localisation visuelle des différentes espèces d'oiseaux et d'autre part leur détermination auditive (d'après Gourdain, 2011).

- **Comment ?**

Sur chaque point, l'observateur reste immobile pendant 5 minutes précisément. Un observateur peut effectuer 10 points d'écoutes de 5 minutes en une matinée.

On se référera au document réalisé par Jiguet & Julliard (2003) pour connaître en détail ce protocole. Le principe et la méthodologie de cette stratégie d'échantillonnage y sont finement détaillés. Ce document est disponible sur le site de Vigie - Nature au lien suivant :

<http://www2.mnhn.fr/vigie-nature/spip.php?rubrique2>

- **Paramètres à noter**

Les identifications se font sur place et permettent d'obtenir des résultats bruts (espèces + effectifs).

Les paramètres à noter obligatoirement sont (cf. Chap. 3 p.9) :

- date et heure (début et fin d'observation, durée du contact),
- lieu (point GPS si possible, n° de la parcelle et commune dans le cas contraire),
- nom de l'observateur et organisme coordinateur,
- identité des espèces présentes sur le territoire (richesse spécifique) sur la base du référentiel TAXREF,
- le nombre d'individus contactés pour chaque espèce (fréquence ou abondance),
- la probabilité et le succès de reproduction (sur la base des critères retenus pour l'Atlas des oiseaux nicheurs. Cf. Tableau 16 page suivante).

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont

- les types d'habitats prospectés,
- la taille estimée de la population. Des précisions peuvent être apportées (nombre de mâles, femelles, jeunes),
- les conditions météorologiques (vent nul, moyen, fort ; température : froid, doux, chaud, pluviosité : nul, faible, averse),
- il est également recommandé de référencer les traces et indices de présence (coquilles d'œufs, plumes, pelotes de rejection, fientes).

Des fiches de relevés « types » utilisées pour le suivi temporel des oiseaux communs (Jiguet & Julliard, 2003) sont répertoriées en Annexe III à titre d'exemple.

Tableau 16. Critères retenus pour l'évaluation du statut de reproduction (d'après Hagemeijer W.J.M., & Blair M.J., 1997 in Atlas des oiseaux nicheurs de France métropolitaine. Bulletin de liaison n°1, mai 2009).

Nidification possible
01 – espèce observée durant la saison de reproduction dans un habitat favorable à la nidification
02 – mâle chanteur (ou cris de nidification) en période de reproduction
Nidification probable
03 – couple observé dans un habitat favorable durant la saison de reproduction
04 – territoire permanent présumé en fonction de l'observation de comportements territoriaux
05 – parades nuptiales
06 – fréquentation d'un site de nid potentiel
07 – signes ou cri d'inquiétude d'un individu adulte
08 – présence de plaques incubatrices
09 – construction d'un nid, creusement d'une cavité
Nidification certaine
10 – adulte feignant une blessure ou cherchant à détourner l'attention
11 – nid utilisé récemment ou coquille vide (œuf pondue pendant l'enquête)
12 – jeunes fraîchement envolés (espèces nidicoles) ou poussins (espèces nidifuges)
13 – adulte entrant ou quittant un site de nid laissant supposer un nid occupé (incluant les nids situés trop haut ou les cavités et nichoirs, le contenu du nid n'ayant pu être examiné) ou adulte en train de couvrir.
14 – adulte transportant des sacs fécaux ou de la nourriture pour les jeunes
15 – nid avec œuf(s)
16 – nid avec jeune(s) (vu ou entendu)

2) L'indice ponctuel d'abondance (IPA)

La méthode des Indices Ponctuels d'Abondance (IPA) permet notamment d'obtenir une bonne représentativité du cortège avifaunistique. Développé par Blondel (1975), celui-ci consiste en un échantillonnage ponctuel semi-quantitatif de 20 minutes (ou 10 minutes). Il est admis qu'une dizaine de points par type d'habitat donne une bonne description de son avifaune.

a) Avantages et inconvénients

Comme tout protocole, l'IPA présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 17. Avantages et inconvénients de l'IPA

Avantages	Inconvénients
L'IPA permet de tendre vers un inventaire exhaustif des oiseaux nicheurs	Les périodes d'écoutes nécessitent une longue période de prospection nécessairement plus coûteuse que le STOC EPS
L'application de cette méthode favorise la détection d'espèces rares, discrètes et / ou en faibles effectifs	Le nombre de point d'écoute est moins important que pour le STOC EPS

b) Application de la méthode

Les espèces contactées seront notées par tranches de 5 minutes. Au cours de cet échantillon de temps, tous les contacts visuels et auditifs avec l'avifaune sans limite de distance sont répertoriés. Il est possible de mobiliser les points STOC EPS existant afin d'alimenter ce programme par les résultats obtenus au cours des 5 premières minutes d'échantillonnage. La méthode des IPA est décrite par le biais de la Figure 15.

- Où ?

Idéalement, au moins deux points d'écoute par grand type d'habitat (milieux aquatiques, landes, forêts, etc.) seront réalisés.

Etant donné la surface à inventorier, les milieux susceptibles d'accueillir des espèces remarquables seront prospectés en priorité.

- **Quand ?**

La première session de comptage aura lieu entre le 1^{er} avril et le 1^{er} mai. Celle-ci permet de bien identifier les espèces sédentaires et les migrateurs précoces (Pouillot véloce par exemple, Fauvette à tête noire, etc.). La seconde session aura lieu plus tard en saison. Idéalement, elle se déroulera entre le 15 mai et le 15 juin pour tenir compte des retours tardifs de migration (exemple des Pies-grièches).

Les points d'écoutes seront prospectés entre le levé du jour et 10h30 du matin muni d'une paire de jumelle. Cette période correspond au pic d'activité pour les oiseaux diurnes, ce qui facilite leur recensement.

- **Comment ?**

Sur chaque point, l'observateur reste immobile pendant 20 minutes précisément (ou 10 minutes selon le type de milieu). Un observateur peut effectuer 4 à 6 points d'écoutes de 20 minutes en une matinée.

Tous les individus de chaque espèce d'oiseau contactée doivent être notés. Une cotation de 1 est attribuée pour un mâle chanteur, un couple, un nid occupé ou un groupe familial et 0,5 pour un individu observé ou entendu par son cri.

Après chaque session d'observation de 20 minutes, une liste est établie avec :

- toutes les espèces observées;
- et pour chacune de ces espèces, la somme des cotations.

Un tableau espèces - relevé est ensuite créé. Il permet de calculer l'IPA moyen de chaque espèce sur le territoire en question. Cet IPA moyen n'est pas exactement l'expression de l'abondance de chaque espèce sur le site étudié. En effet, certaines espèces sont plus facilement détectables que d'autres. En outre, l'expression de l'abondance d'une espèce est dépendante de la densité, du pourcentage de mâles non appariés (sans femelle), et de la météo.

- **Paramètres à noter**

Les paramètres à noter par le biais de la méthode des IPA sont les mêmes que dans le cadre du programme STOC – EPS (cf. Chap. p 63).

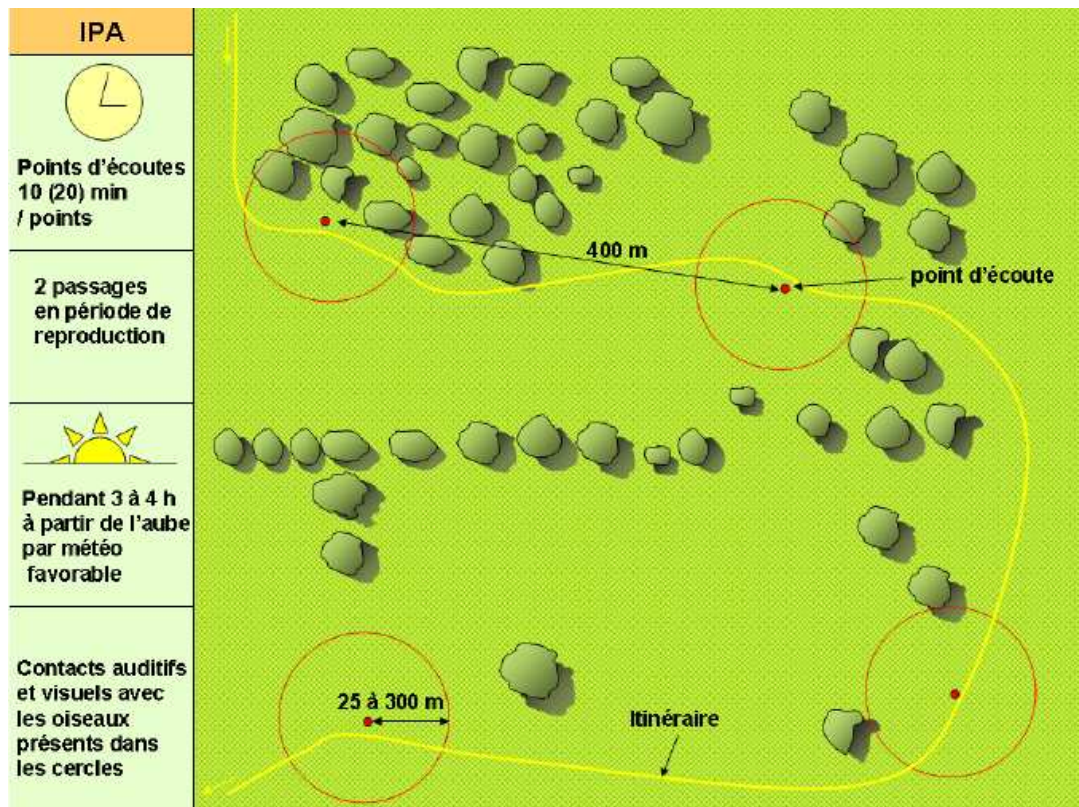
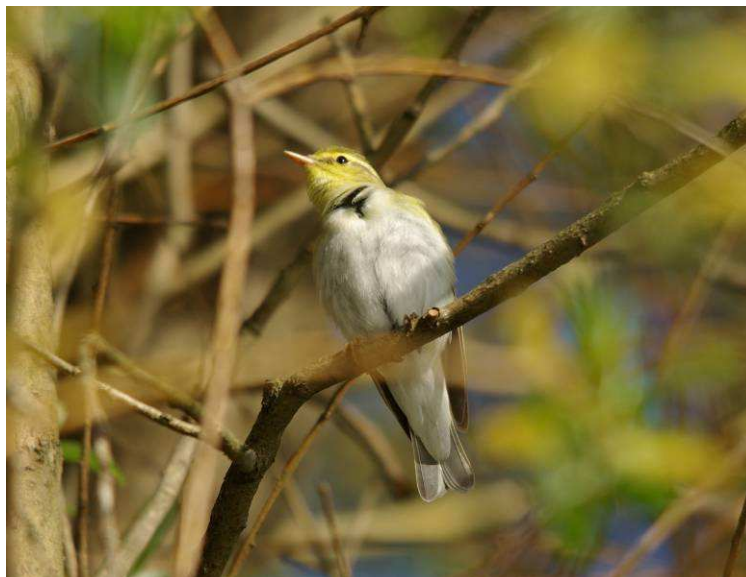


Figure 15. Illustration de la méthode des IPA d'après Delzons (2010).



Cliché 36. Pouillot siffleur *Phylloscopus sibilatrix* (Bechstein, 1793) © Gourdain P.

3) Atlas des Oiseaux nicheurs

Afin d'inventorier les Oiseaux nicheurs sur les communes, il est possible d'employer la méthodologie proposée pour l'Atlas des Oiseaux Nicheurs de France Métropolitaine. Celle-ci est disponible au lien suivant :

<http://files.biolovision.net/www.atlas-ornitho.fr/pdf/Atlasnational-Guidemethodologiqueduparticipant-6544-3119.pdf>

Cette méthode sera adaptée aux objectifs du programme ABC. Il faudra notamment tenir compte de l'échelle spatiale en renseignant les observations *a minima* par maille 10 x 10 km du territoire et par commune. Les prospections seront réparties au sein des grands types d'habitats qui constituent la commune.

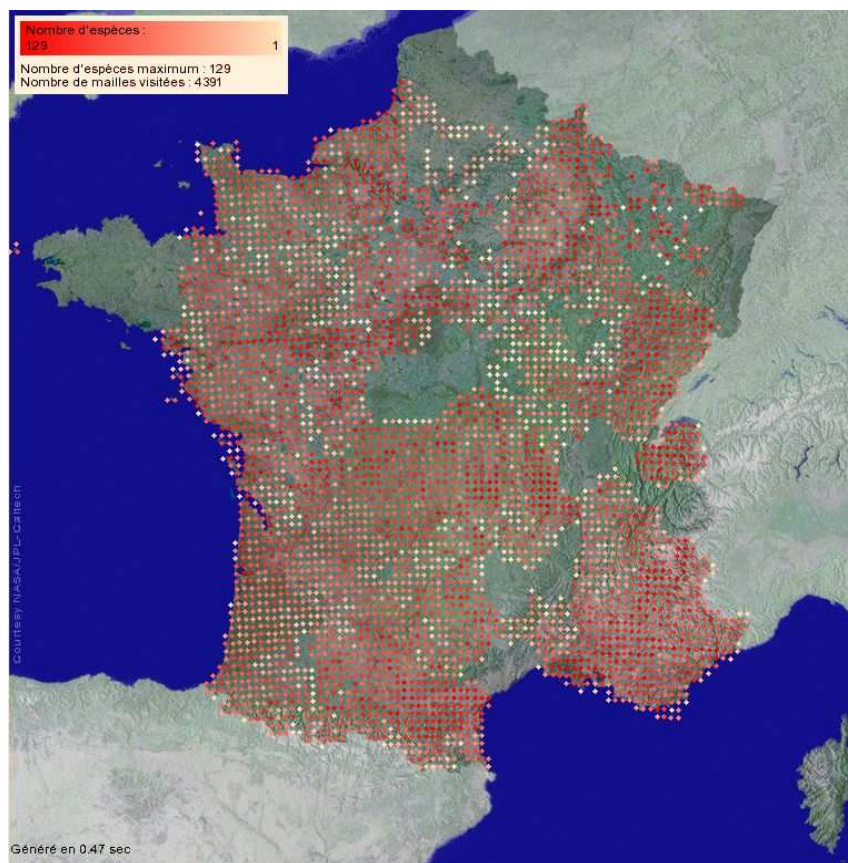


Figure 16. Le programme ABC pourra s'appuyer sur la méthodologie de l'atlas des oiseaux nicheurs de métropole et alimenter cet atlas en retour. Ici, la carte de synthèse du nombre d'espèces par maille 10x10 km en 2010. Source : <http://www.atlas-ornitho.fr/>

2) L'étude des oiseaux nocturnes et crépusculaires

Il s'agit d'effectuer des écoutes crépusculaires ou nocturnes d'une durée de 20 minutes comme pour les oiseaux nicheurs diurnes.

a) Avantages et inconvénients

Comme toute étude, l'étude des oiseaux nocturnes et crépusculaires présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 18 : Avantages et inconvénients de l'étude des oiseaux nocturnes et crépusculaires

Avantages	Inconvénients
Possibilité de détecter des espèces remarquables, patrimoniales	Pour la sécurité, nécessité d'être en binôme
	Etude d'une durée importante et d'un coût élevé

b) Application de la méthode

- Où ?

Des points d'écoutes nocturnes et crépusculaires de 20 minutes peuvent être réalisés dans tous les milieux naturels. Les zones bocagères par exemples peuvent accueillir des espèces comme la Chouette chevêche *Athene noctua*. Sa présence est souvent révélatrice de réseaux écologiques fonctionnels ce qui en fait une bonne indicatrice dans le cadre des trames vertes. Ces prospections peuvent également avoir lieu dans les roselières. Ces milieux accueillent parfois des espèces remarquables particulièrement actives en fin de journée comme le Butor Blongios *Ixobrychus minutus* (Linnaeus, 1766) et le Butor étoilé *Botaurus stellaris* (Linnaeus, 1758). Les vieilles futaies ou encore les grandes parois rocheuses sont d'autres exemples de milieux pouvant faire l'objet de tels inventaires.

- Quand ?

Les passages seront effectués entre le 15 février et le 15 mars pour le premier, puis entre le 1^{er} avril et le 1^{er} mai pour le second.

Les prospections donnent de meilleurs résultats de mars à avril au début de la période de reproduction. Plusieurs passages peuvent être effectués afin d'augmenter les probabilités de détection des espèces.

- **Comment ?**

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.

Les points d'écoutes seront réalisés entre la tombée de la nuit et les 4 premières heures nocturnes. Le prolongement des écoutes dans les premières heures de la nuit est nécessaire pour recenser les rapaces nocturnes.

Le nombre de points d'écoute dépendra du nombre, de la superficie et de la qualité des milieux naturels recensés sur la commune. Des protocoles standardisés sont mis en œuvre dans le cadre de programme d'inventaires régionaux. Il est possible de s'y rattacher pour assurer les prospections dans le cadre des ABC. On se référera par exemple à la Lettre n°18 du réseau Chevêche d'Ile-de-France (2010) et au protocole élaboré dans ce cadre (Réseau Chevêche Ile-de-France, 2010). Des informations complémentaires sont disponibles par exemple sur : http://www.parc-naturel-chevreuse.fr/fileadmin/media/nature-paysages/05_CPT2_Cheveche_CORIF.pdf

- **Paramètres à noter**

Les paramètres à recenser seront les mêmes que pour l'inventaire des oiseaux nicheurs diurnes (cf. p 64).



Cliché 37. Chouette chevêche *Athene noctua* (Scopoli, 1769) © Gourdain P.

3) L'étude des Oiseaux hivernants

Afin d'inventorier les Oiseaux en hiver, plusieurs méthodologies sont envisageables. La méthodologie de l'Atlas des Oiseaux de France en Hiver peut être préconisée. Elle est disponible au lien suivant : <http://files.biolovision.net/www.atlas-ornitho.fr/pdf/atlasenhiver-2164.pdf>

Toutefois comme pour les Atlas des Oiseaux Nicheurs, celle-ci doit être adaptée aux objectifs du programme ABC et notamment concernant l'échelle. La prospection ne doit pas se faire par maille mais se répartir au sein des grands types d'habitats qui constituent la commune.

Il est possible également de se rapporter au programme Wetland International qui est répété chaque année à la mi-janvier. Ce recensement des oiseaux d'eau est effectué chaque année sur plusieurs continents (Europe, Afrique et Asie) et particulièrement en région méditerranéenne. En France, le programme est coordonné par la LPO. On se reportera aux liens suivants pour de plus amples informations : <http://www.wetlands.org/> et <http://files.biolovision.net/franche-comte.lpo.fr/userfiles/observer/Wetlands/GuidelinesforparticipantsIWC.pdf>

C) Choix de la méthodologie à employer

Le Tableau 19 ci-après vise à faciliter le choix de la méthode à employer pour inventorier les oiseaux.

Celle-ci tient compte de 2 critères :

- Le niveau de rendu visé ou souhaité en fonction des contraintes économiques et techniques, des objectifs fixés, etc. (cf. PARTIE 3. Rendus (livrables) p 17.
- Le rapport « bénéfice / coût » de la méthode. Pour ce second point, on tiendra compte du code couleur ci-après :
 - Vert : méthode peu coûteuse et peu chronophage pour obtenir des résultats,
 - Orange : méthode peu coûteuse mais assez chronophage pour obtenir des résultats ou méthode qui demande peu de temps pour obtenir des résultats mais économiquement coûteuse (besoins matériels, compétences techniques, etc.),
 - Rouge : méthode très coûteuse et / ou chronophage pour obtenir des résultats.

Tableau 19. Aide dans le choix de la méthode à employer pour inventorier les Oiseaux

	STOC EPS	IPA	Atlas des Oiseaux nicheurs	Ecoutes nocturnes et crépusculaires	Atlas des Oiseaux en hiver
Niveau 1					
Niveau 2					
Niveau 3					

Références bibliographiques

- Atlas des oiseaux nicheurs de France métropolitaine. Mai 2009. Bulletin de liaison n°1. 16 p.
- Atlas des oiseaux nicheurs de France métropolitaine. Mars 2009. Guide méthodologique du participant – version 1. 18 p.
- Bibby C. J., Burgess N. D. Hill D.A. Mustoe S.H. 2000. Bird Census Techniques. Second Edition. Ecoscope. Birdlife International. RSPB. British Trust for Ornithology. 302 p.
- Delzons O., 2010. Guide des méthodes d'évaluation écologique des milieux naturels. Muséum National d'Histoire Naturelle – UNICEM. 353 p. (à paraître).
- Blondel, J. 1975. L'analyse des peuplements d'oiseaux, analyse d'un diagnostic écologique. I. La méthode des échantillonnages fréquentiels progressifs (EFP). La Terre et la Vie, 29, 533-289.
- Gourdain, P. 2011. Cartographie Nationale des Enjeux Territoriaux de Biodiversité remarquable (Carnet B) – Inventaires de la biodiversité remarquable (volet 1.Faune) sur deux régions pilotes : la Lorraine et la région Centre. 213 p.
- Jiguet, F & Julliard, R. 2003. Instructions pour le programme STOC – EPS. 16 p.
- Lettre n°18 du réseau Chevêche d'Ile-de-France. 2010. Le bilan de l'année 2010. 10 p.
- Réseau Chevêche Ile-de-France., 2010. Protocole du recensement Chevêche en Ile-de-France. 7 p.

III. Inventaire des Reptiles



Cliché 38. Couleuvre à collier *Natrix natrix* © J.-C. de Massary

Cliché 39. Hémidactyle verruqueux *Hemidactylus turcicus* © J.-C. de Massary



Cliché 40. Psammodrome d'Edwards *Psammodromus hispanicus* © J.-C. de Massary

Cliché 41. Lézard des souches *Lacerta agilis* © J.-C. de Massary



Cliché 42. Tarente de Maurétanie *Tarentola mauritanica* © J.-C. de Massary

Cliché 43. Vipère péliade *Vipera berus* © J.-C. de Massary

A) Présentation générale

Le groupe des reptiles est encore assez peu étudié lors de la plupart des inventaires. Ceci est lié surtout à la difficulté pour obtenir une bonne image de la richesse spécifique et des densités de peuplements. En effet, les espèces de reptiles sont pour la plupart des espèces discrètes, qui passent le plus clair de leur temps dissimulées, avec de longues périodes de digestion et des phases d'inactivité.

B) Méthodes d'inventaire

Les méthodes d'inventaire pour les Reptiles envisagées dans le cadre d'ABC sont illustrées dans la figure 17.

Deux méthodes principales de suivi semi-quantitatif des populations de lézards et de serpents terrestres ont été utilisées dans les régions tempérées en Europe. Les suivis semi-quantitatifs de populations de serpents reposent fréquemment sur la méthode des abris artificiels (Graitson & Naulleau, 2005) qui permettent d'observer facilement ces espèces discrètes, en particulier les serpents les moins thermophiles comme la Coronelle lisse *Coronella austriaca* en France. Cependant cette méthode de prospection démontre une efficacité variable en fonction des espèces rencontrées (Reading, 1997). Il a donc été suggéré de combiner cette méthode avec un protocole de prospection à vue le long de transects.

L'ensemble des espèces de reptiles sont protégées par la législation française. Toute manipulation d'une espèce de ce groupe est par conséquent soumise en France à autorisation préfectorale ou ministérielle. En outre, plusieurs d'entre elles sont considérées comme menacées d'après la liste rouge française de l'UICN (cf. **Tableau 20**) et <http://inpn.mnhn.fr/isb/index.jsp>.

- **Législation**

La législation relative à la protection des espèces de faune et de flore est disponible sur le site de l'INPN : <http://inpn.mnhn.fr/isb/index.jsp>

Bern : Convention de Berne, annexe 2 (A2) et annexe 3 (A3)

DH : Directive « Habitats-Faune-Flore », annexe II (AII), annexe IV (AIV)

✠ : uniquement pour la sous-espèce **corsa**

F : France, arrêté du 19 novembre 2007 fixant la liste des Amphibiens et des Reptiles protégés sur le territoire français, article 2 (A2), article 3 (A3), article 5 (A5). Cet arrêté est consultable en ligne à l'adresse suivante :

<http://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000017876248&dateTexte>

Tableau 20. Menaces et mesures de protection des Reptiles d'après Vacher & Geniez (2010).

Nom français	Nom scientifique	Liste rouge UICN France *	Législation (cf. page précédente)		
			Bern	DH	F
Cistude d'Europe	<i>Emys orbicularis</i>		A2	AII, AIV	A2
Tortue de Floride	<i>Trachemys scripta elegans</i>	espèce exotique considérée comme invasive			
Emyde lépreuse	<i>Mauremys leprosa</i>		A2	AII, AIV	A2
Tortue d'Hermann	<i>Testudo hermanni</i>		A2	AII, AIV	A2
Phyllodactyle d'Europe	<i>Euleptes europaea</i>		A2	AII, AIV	A2
Hémidactyle verruqueux	<i>Hemidactylus turcicus</i>		A3		A3
Tarente de Maurétanie	<i>Tarentola mauritanica</i>		A3		A3
Psammodrome algire	<i>Psammodromus algirus</i>		A3		A3
Psammodrome d'Edwards	<i>Psammodromus hispanicus</i>		A3		A3
Algyroïde de Fitzinger	<i>Algyroides fitzingeri</i>		A2	AIV	A2
Lézard de Bedriaga	<i>Archaeolacerta bedriagrae</i>		A3	AIV	A2
Lézard pyrénéen du Val d'Aran	<i>Iberolacerta aranica</i>		A3	AII, AIV	
Lézard pyrénéen d'Aurelio	<i>Iberolacerta aurelio</i>		A3		
Lézard pyrénéen de Bonnal	<i>Iberolacerta bonnali</i>		A3	AII, AIV	A2
Lézard des souches	<i>Lacerta agilis</i>		A2	AIV	A2
Lézard vert occidental	<i>Lacerta bilineata</i>		A2	AIV	A2
Lézard catalan	<i>Podarcis liolepis</i>		A3		A3
Lézard des murailles	<i>Podarcis muralis</i>		A3	AIV	A2
Lézard sicilien	<i>Podarcis siculus</i>		A2	AIV	A2
Lézard tyrrhénien	<i>Podarcis tiliguerta</i>		A2	AIV	A2
Lézard ocellé	<i>Timon lepidus</i>		A2		A3
Lézard vivipare	<i>Zootoca vivipara</i>		A3		A3
Seps strié	<i>Chalcides striatus</i>		A3		A3
Orvet fragile	<i>Anguis fragilis</i>		A3		A3
Coronelle lisse	<i>Coronella austriaca</i>		A2	AIV	A2
Coronelle girondine	<i>Coronella girondica</i>		A3		A3
Couleuvre verte et jaune	<i>Hierophis viridiflavus</i>		A2	AIV	A2
Couleuvre à échelons	<i>Rhinechis scalaris</i>		A3		A3
Couleuvre d'Esculape	<i>Zamenis longissimus</i>		A2	AIV	A2
Couleuvre vipérine	<i>Natrix maura</i>		A3		A3
Couleuvre à collier	<i>Natrix natrix</i>		A3	AIV	A2
Couleuvre de Montpellier	<i>Malpolon monspessulanus</i>		A3		A3
Vipère aspic	<i>Vipera aspis</i>		A3		A5
Vipère péliade	<i>Vipera berus</i>		A3		A5
Vipère de Séoane	<i>Vipera seoanei</i>		A2	AIV	A2
Vipère d'Orsini	<i>Vipera ursinii</i>		A2	AII, AIV	A2

***Légende pour les catégories des listes rouges de l'UICN :**

	En danger critique d'extinction
	En danger d'extinction
	Vulnérable
	Quasi menacé
	Préoccupation mineure

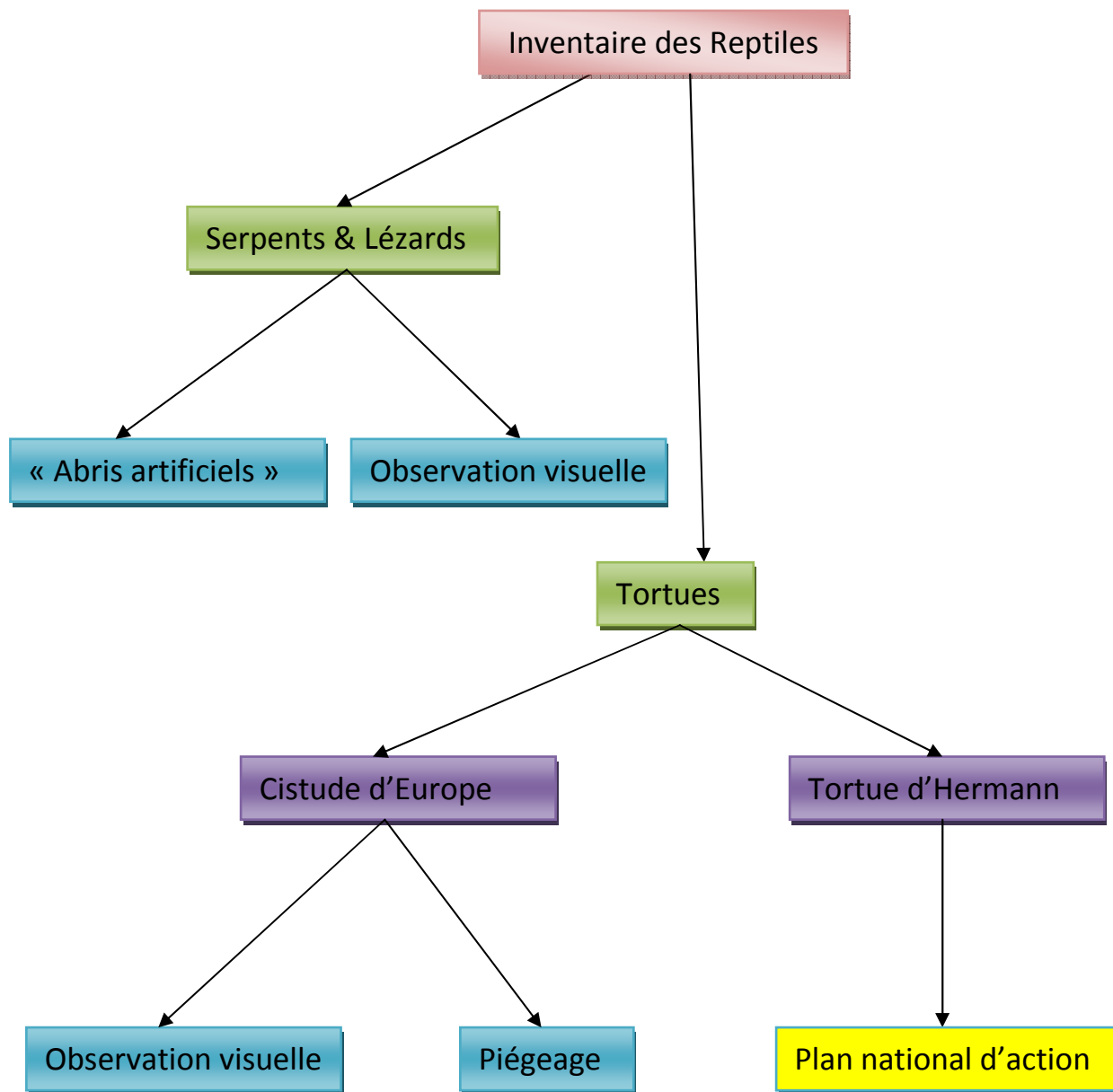


Figure 17. Méthodologies d'inventaire des Reptiles envisagée dans le cadre du programme ABC

1) « Les abris artificiels »

Cette méthode consiste à déposer à même le sol des plaques, de nature diverse. Les 1ères ont été utilisées en France dès 1980 (Naulleau et *al.*, 2000). Les reptiles sont des organismes ectothermes. Ce trait de leur biologie les incite à se réfugier à l'abri ou sur les zones attractives que représentent les plaques d'inventaires. Celles-ci seront disposées au cours de l'hiver précédent la saison active où l'on souhaite les utiliser.



Cliché 44. Plaque utilisée pour l'inventaire des reptiles © J.-C. de Massary

Cette technique permet un plus grand nombre d'observations qu'en prospection visuelle aléatoire. Les prospections visuelles aléatoires permettent surtout de détecter des serpents adultes, les nouveaux nés et les juvéniles sont rarement visibles (Graitson, 2009).

- **Quand ?**

- Lorsque l'insolation est suffisante pour l'exposition directe,
- Par temps ensoleillé mais pas caniculaire, le début de saison étant le plus propice surtout pour les serpents.

Il est préférable de placer les abris au moins 2 mois avant de les utiliser. Le mieux est de les placer durant l'hiver précédent la saison d'activité pour une durée d'au moins 3 ans. Il convient de mentionner que le nombre d'observations de reptiles sur les plaques augmente avec le temps. Ainsi par exemple, Naulleau a pu observer 44 reptiles lors de la première année de mise en place des plaques (1997) contre 123 deux ans plus tard (Naulleau *et al.*, 2000).

- **Le matériel à utiliser et la taille**

La tôle ondulée métallique peut être utilisée (Naulleau, non daté). Des modèles en fibrociment¹ (l'utilisation de nouveaux matériaux composite est bien sûr fortement conseillée) sont souvent plus efficaces. Elle chauffe moins vite et accumule la chaleur pour la restituer ultérieurement. D'autres matériaux peuvent être utilisés comme le bois, les bâches en toile, le balatum, etc. Il est également possible d'utiliser le « tapis de carrière » en caoutchouc (bande textile transporteuse de granulat) d'une épaisseur de 8-10 mm (SHF *et al*, 2011).

La taille des plaques doit être d'environ 0.64 m² (0.80 sur 0.80cm) et chaque plaque est équipée à un angle d'une sangle facilitant le transport et l'inspection.

- **Où ?**

L'idéal est de déposer les abris sur de la végétation herbacée et d'éviter un sol nu. Les abris artificiels doivent être tant que possible disposés selon une orientation Sud à Sud-Est dans les microhabitats les plus favorables (cf. Figure 18) et à proximité de sites de pontes potentiels (Caron *et al*, 2010).

Les plaques doivent être positionnées le long de transects linéaires d'une longueur de 75 mètres au sein d'une zone homogène. Idéalement, la plaque est positionnée en zone de bordure afin de bénéficier d'une exposition directe et d'un contact avec la végétation plus épaisse.

Un numéro est attribué à chaque plaque. Afin de les retrouver plus facilement, on peut les géolocaliser à l'aide d'un GPS.

Le nombre d'abris dépend de divers facteurs comme la superficie du site et l'objectif de l'inventaire. La probabilité de trouver des reptiles est proportionnelle au nombre d'abris utilisés. La densité optimale est d'environ une plaque tous les 25 mètres, soit 3 plaques par transect (SHF *et al*, 2011).

¹ Déconseillés un temps en raison de la présence d'amiante dans les constituants. Les modèles récents en sont dépourvus.

L'ensemble des relevés du parcours sera réalisé à vitesse constante.

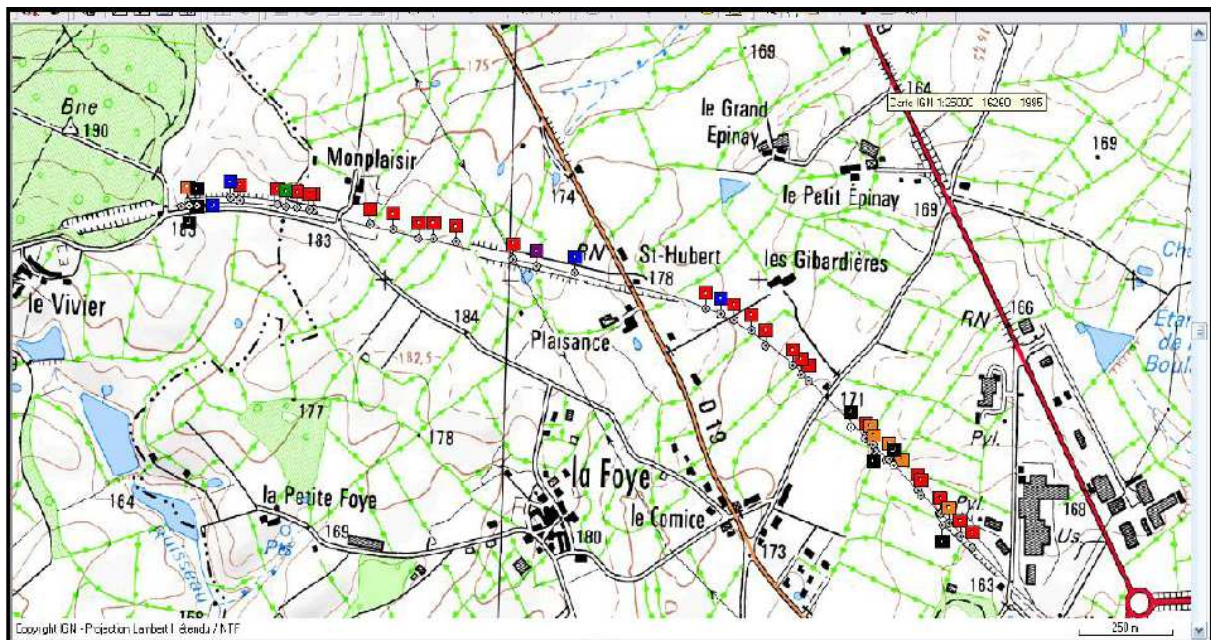


Figure 18. Exemple de parcours d'une longueur de 9300m (aller/retour) le long d'une voie ferrée favorable aux reptiles en Gâtine (d'après Deux-Sèvres Nature Environnement, non daté).

- **Fréquence des relevés**

- Au minimum 5-7 fois par transect pendant la période des accouplements soit entre mars/avril à mai/juin,
- Les relevés doivent être idéalement répartis entre le printemps et l'automne : pas de relevés lors des périodes les plus chaudes et les plus sèches de l'année.

- **Les paramètres à noter**

Les paramètres à noter de façon obligatoire à chaque relevé sont ceux définis au Chap.3 p.9 :

- Nom de la commune et code INSEE (cf. Chap.3 p.9),
- nom de l'opérateur et de sa structure,
- espèces observées et nombre d'individus (emploi du référentiel TAXREF disponible sur demande au lien suivant : http://inpn.mnhn.fr/isb/download/contact_taxref.jsp,
- la date de l'observation.

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont

- Localisation géoréférencée du site, nom de lieu-dit,
- description générale de l'habitat autour du ou des sites d'étude,
- météo : température, précipitation, humidité, couverture nuageuse, etc.
- heure de relevé et le numéro de plaque ou de transect,
- éventuellement la classe d'âge (juvénile, sub-adulte ou adulte) sexe,
- technique d'inventaire employée,
- le statut de propriété du site prospecté et les facteurs influençant la zone.

Des fiches d'inventaires des amphibiens et reptiles sont disponibles à titre d'exemple en Annexe IV du présent document et pourront être utilisées dans le cadre du programme ABC.



Cliché 45. Exemple de site favorable aux reptiles : Barre rocheuse orientée sud-sud est interpénétrée de végétation buissonnantes. Barccagio (2B). © Gourdain P.

2) Observations visuelles directes de jour

Pour les espèces facilement reconnaissables à vue (couleuvre à collier ...), les observations directes sur le terrain permettent de démarrer un inventaire ou de le compléter.

- **Quand ?**

Les reptiles sont généralement inactifs d'octobre-novembre à mars-avril. Les périodes les plus bénéfiques pour les inventaires se situent entre mars et juin puis entre fin août et début septembre.

Au début du printemps, les reptiles s'exposent surtout vers la fin de la matinée. Inversement, en conditions très chaudes au milieu de l'été, les reptiles peuvent être particulièrement observés tôt le matin et tard l'après midi. Certaines espèces de serpents peuvent même adopter des mœurs nocturnes (Graitson, 2009).

Les bonnes conditions de recherche sont les suivantes :

- Par temps frais et ensoleillé en évitant les temps trop ensoleillés ou les jours de pluie,
- la prospection doit commencer vers 8 - 10 heures du matin et se terminer en fin de matinée.

- **Où ?**

Les observations visuelles s'effectuent le long de transects localisés dans des zones favorables aux reptiles (cf. par exemple Cliché 45) :

- Terrains pourvus de haies,
- Broussailles, bosquets, murets, tas de bois, tas de pierre, fissures,
- Clairières forestières, pelouses sèches, prairies abandonnées et friches diverses...
- Et surtout en lisières ou dans des milieux semi – arborés (dans lesquels il y a des zones dégagées).

- **Comment ?**

Ces observations se font le long de chaque transect dans un rayon de 2 mètres autour du cheminement central. Les reptiles sont sensibles aux vibrations transmises par le sol, ils repèrent très vite le moindre mouvement de végétation. Il est donc nécessaire de se déplacer à allure réduite (10-15 minutes par transect).

- **Paramètres à noter**

Les paramètres à noter sont les mêmes que pour le protocole des « abris artificiels ».

C) Cas particuliers de la Cistude d'Europe et de la Tortue d'Hermann

a) La Cistude d'Europe *Emys orbicularis* (Linnaeus, 1758)



Cliché 46. Cistude d'Europe *Emys orbicularis* (Linnaeus, 1758) © J.-C. de Massary

- Présentation générale

La Cistude d'Europe est inscrite aux annexes II et IV de la Directive « Habitat – Faune / Flore » et à l'annexe II de la Convention de Berne. En France, elle ne se trouve plus que de façon ponctuelle dans les régions Centre, Aquitaine, Poitou-Charentes, une partie de Rhône-Alpes (Isle Cremieu), du littoral méditerranéen (plaines des Maures, Camargue et en Corse. On ne la rencontre pas au-dessus de 500 à 600 m d'altitude (Vacher & Geniez, 2010).

- Méthodes d'inventaire

Le Guide technique pour la conservation de la Cistude d'Europe en Aquitaine (Priol. Coord., 2009) est particulièrement riche d'information sur cette espèce. Le chapitre III. « L'expertise et le diagnostic d'un site » fournit l'essentiel des renseignements nécessaires à la mise en œuvre de méthode de prospections. Deux méthodes sont mentionnées pour détecter la Cistude d'Europe :

- L'observation visuelle directe,

- Le piégeage.

1) L'observation visuelle directe

L'observation visuelle directe est basée sur le comportement d'insolation. Les individus sont recherchés sur les berges aux heures favorables à l'exposition au soleil pendant la saison d'activité c'est-à-dire d'avril à août. Deux à trois passages suffisent pour une détection positive : au sein de ce programme, 74% des prospections ont nécessité un passage, 22% un second et seulement 4% un troisième).

En cas d'absence d'observation directe, il est possible d'orienter les détections sur la base d'indices de présence (traces, pontes prédatées, etc.).

Les prospections visuelles s'effectueront à l'aide d'une paire de jumelles, de préférence en matinée et par temps ensoleillé pendant les mois d'avril à juillet. Selon Priol (coord.2009), les périodes les plus favorables sont, en avril entre 10h et 14h ; en mai entre 9h et 11h et entre 17h et 19h pour les journées chaudes ; et en juin, entre 8h et 10h et 17h et 19h.

2) Le piégeage

Il n'est utilisé que lorsque la visibilité est mauvaise ou en cas de détection visuelle négative.

Les pièges utilisés sont des nasses appâtées avec du poisson mort ou des verveux. L'utilisation de l'un ou de l'autre dépend de la surface en eau et du secteur à inventorier. En général, une nasse est installée tous les 100 mètres de berges et 3 à 4 verveux par kilomètre de berges.

Les pièges doivent être posés en dehors de la période de ponte afin d'éviter tout dérangement des femelles, pendant une session de 4 jours. Les pièges sont relevés chaque jour, le 1^{er} jour comprenant la pose des pièges et le 4^{ème} jour leur retrait.

Deux sessions minimum sont souvent requises avec un intervalle de temps de 1 à 2 semaines maximum entre les 2.

A noter qu'une autorisation préfectorale est obligatoire pour la capture et la manipulation toutes les espèces de reptiles indigènes (cf. formulaire Cerfa n°11631*01)

Des tortues de Floride peuvent parfois être capturées dans les nasses. Cette espèce étant considérée comme invasive, il est interdit de relâcher les individus capturés. Elle a fait l'objet d'un programme d'étude et de gestion (cf. au lien suivant) : <http://tortues.floride.u-psud.fr/program.htm>



Cliché 47. Tortue de Floride *Trachemys scripta* © Philippe Gourdain

Figure 19. Affiche du programme "Tortues de Floride"

b) La Tortue d'Hermann *Testudo hermanni* Gmelin, 1789



Cliché 48. Tortue d'Hermann *Testudo hermanni* Gmelin, 1789 © Nacera Hamdani

La tortue d'Hermann est inscrite aux annexes II et IV de la Directive « Habitats- Faune/Flore » et à l'annexe II de la Convention de Bonn. C'est la seule tortue terrestre de France. Elle est protégée au niveau national et considérée comme vulnérable d'après la liste rouge nationale de l'UICN (2008). Elle n'est présente en France qu'en Provence (Var) et en Corse, à des altitudes variant du bord de la mer jusqu'à 600-700 m (Cheylan & coll., 1999).

Dans le Var, les populations de Tortue d'Hermann sont localisées au massif des Maures, à la plaine des Maures et au massif de la Colle de Rouet.

En Corse, elles fréquentent essentiellement les zones littorales de la moitié sud de l'île. On y recense 4 populations géographiquement isolées : plaine orientale, secteur de Porto-Vecchio-Bonifacio, golfe de Valinco et golfe d'Ajaccio.

La tortue d'Hermann fait l'objet de plusieurs programmes :

- Un programme LIFE Nature a été déposé en 2009 dans le but d'assurer la viabilité des populations de tortue d'Hermann dans le Var où se situe la dernière population de France continentale

Des informations sur ce programme sont disponibles au lien suivant :

<http://www.oncfs.gouv.fr/Sauvegarder-la-biodiversite-ru256/Tortue-ou-es-tu-le-programme-LIFE-Tortue-dHermann-ar774>

- Un plan national d'actions de 2009 à 2014. Pour toutes informations, on se réfèrera au document du MEEDDM (non daté), disponible à l'adresse suivante :

http://webissimo.developpementdurable.gouv.fr/IMG/pdf/pna_thh_2009_2014_web_cle01fbf7.pdf

La tortue d'Hermann a fait l'objet en 2008 d'un inventaire de ces populations en Corse par V.BOSC sous l'égide de l'« association des amis du parc naturel de Corse » (référence 193). Le document est consultable auprès cette association (cf. site web à l'adresse suivante) : <http://www.amis-du-parc-naturel-corse.org/>

Des structures spécialisées telle que la « SOPTOM – Village des Tortues » peuvent aussi fournir des renseignements sur cette espèce. Cf. le site web : <http://www.villagetortues.com/>.

- **Paramètres à noter**

Les paramètres à noter dans le cadre des inventaires des Tortues pour le programme ABC sont les mêmes que pour les autres espèces de reptiles (cf. p. 80).

Un exemple de fiche pour l'inventaire des Reptiles est disponible en Annexe IV.

D) Choix de la méthodologie à employer

Le Tableau 21 ci-après vise à faciliter le choix de la méthode à employer pour inventorier les reptiles.

Celle-ci tient compte de 2 critères :

- Le niveau de rendu visé ou souhaité en fonction des contraintes économiques et techniques, des objectifs fixés, etc. (cf. PARTIE 3. Rendus (livrables) p 17.
- Le rapport « bénéfice / coût » de la méthode. Pour ce second point, on tiendra compte du code couleur ci –après :
 - Vert : méthode peu coûteuse et peu chronophage pour obtenir des résultats,
 - Orange : méthode peu coûteuse mais assez chronophage pour obtenir des résultats ou méthode qui demande peu de temps pour obtenir des résultats mais économiquement coûteuse (besoins matériels, compétences techniques, etc.),
 - Rouge : méthode très coûteuse et / ou chronophage pour obtenir des résultats.

Tableau 21. Aide dans le choix de la méthode à employer pour inventorier les Reptiles

	Serpents & Lézards		Cistude d'Europe	
	Observation visuelle	Abris artificiels	Observation visuelle	Piégeage
Niveau 1				
Niveau 2				
Niveau 3				

Références bibliographiques

- Caron, J., Renault, O., Le Galliard, J. F. 2010. Proposition d'un protocole standardisé pour l'inventaire des populations de reptiles sur la base d'une analyse de deux techniques d'inventaire. Bull. Soc. Herp. Fr., 134 : 3-25.
- Cheylan, M. & coll. 1999. Plan de restauration pour la Tortue d'Hermann. Ministère du Territoire et de l'Environnement, Paris, version février 1999. 28 p.
- Deux-Sèvres Nature Environnement. Non daté. Des reptiles sur une ancienne ligne de chemin de fer en Gâtine. 20 p.
- Graitson, E. 2009. Guide de l'inventaire et du suivi des reptiles en Wallonie. Raîgne – Natagora. 56 p.
- Graitson, E. & Naulleau, G. 2005. Les abris artificiels : un outil pour les inventaires herpétologiques et le suivi des populations de reptiles. Bull. Soc. Herp. Fr., 115 : 5-22.
- MEEDDM. non daté. Plan national d'actions en faveur de la Tortue d'Hermann *Testudo hermanni hermanni*. 2009 – 2014. 138 p.
- Naulleau, G. non daté. Plan d'actions reptiles et amphibiens. II.2.3 Mise au point de suivi de population : la méthode des abris artificiels. 27 p.
- Naulleau G., Bonnet X., Lucchini D., Lourdaï O. & Thiburce C., 2000. Rôle de la pose de plaques sur le sol dans l'inventaire herpétologique. Communication au 28ème congrès de la Société Herpétologique de France, Limoges.
- Priol, P. (coord.). 2009. Guide technique pour la conservation de la Cistude d'Europe en Aquitaine. Cistude Nature. 174p.
- Reading, C.J. 1997. A proposed standard method for surveying reptiles on dryland heath. J. Appl. Ecol., 34: 1057-1069.
- SHF, CNRS, EPHE, ONF, MNHN. 2011. Suivi temporel des Reptiles: phase de test en 2011. Version du 31 mars 2011. 3 p.
- UICN France., MNHN. et SHF. 2008. La liste rouge des espèces menacées en France, selon les catégories et critères de l'UICN. Chapitre Reptiles et amphibiens de France métropolitaine. Dossier de presse. Paris. 8 p.
- Vacher, J.P & Geniez, M. (coords). 2010. Les Reptiles de France, Belgique, Luxembourg et Suisse. Biotope, Mèze (Collection Parthénopée) ; Muséum national d'Histoire naturelle, Paris, 544 p.

IV. Inventaire des Amphibiens



Cliché 49. Grenouille agile femelle *Rana dalmanitina* © Philippe Gourdain

Cliché 50. Pélodyte ponctué *Pelodytes punctatus* © Philippe Gourdain



Cliché 51. Salamandre tachetée *Salamandra salamandra* © Philippe Gourdain

Cliché 52. Euprocte de Corse *Euproctus montanus* © Philippe Gourdain



Cliché 53. Rainette méridionale *Hylea meridionalis* © Philippe Gourdain

Cliché 54. Triton alpestre *Ichthyosaura alpestris* © J.C. de Massary

A) Présentation générale

Toutes les espèces présentes en France font l'objet d'une protection nationale sauf deux d'entre elles : le Xénope commun et la grenouille taureau qui sont des espèces introduites (cf. Tableau 22).

Cinq espèces figurent à la fois en Annexes II et IV de la Directive Habitats-Faune-Flore, dont deux espèces de discoglosses limitées aux îles méditerranéennes (*Discoglossus sardus* et *Discoglossus montalentii*).

Les Amphibiens de part leur vulnérabilité, leur statut juridique, leur écologie et leur relative facilité d'échantillonnage en font des bons indicateurs de l'état général des écosystèmes.

B) Méthodes d'inventaire

Les milieux à prospecter sont ceux qui répondent aux exigences écologiques des espèces. Les méthodes d'échantillonnage des amphibiens sont nombreuses. On s'orientera dans la mesure du possible vers des recensements qui permettent une évaluation quantitative des populations d'amphibiens (comptage des pontes, des mâles chanteurs, comptage le long d'un linéaire standard). A défaut, un simple inventaire qualitatif sera effectué. Dans tous les cas, la prise en compte de tous les milieux utilisés par ces espèces, aussi bien terrestres qu'aquatiques, est indispensable.

Les pièces d'eau, y compris temporaires (flaques, ornières), doivent être prospectées. Il est possible d'effectuer des repérages préalables sur ortho photographie et carte IGN 1/25 000.

Dans le cadre du programme ABC, 4 types de méthodes d'inventaire pour les Amphibiens peuvent être envisagés. La Figure 20 illustre de manière simplifiée ces diverses méthodes.

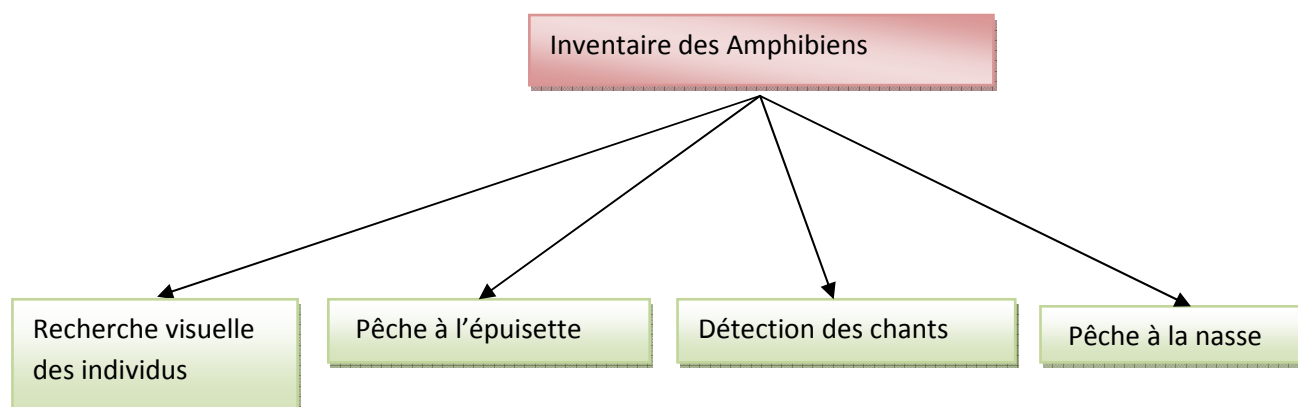


Figure 20. Méthodologie d'inventaire des Amphibiens envisagée dans le cadre du programme ABC.

Tableau 22. Mesures de protection des Amphibiens.

	Nom français	Nom scientifique	F			DH		
			A2	A3	A5	AII	AIV	AV
URODELES	Euprocte des Pyrénées	<i>Calotriton asper</i>	x				x	
	Euprocte de Corse	<i>Euproctus montanus</i>	x				x	
	Salamandre tachetée	<i>Salamandra salamandra</i>		x				
	Salamandre de Corse	<i>Salamandra corsica</i>	x	x				
	Salamandre de Lanza	<i>Salamandra lanzai</i>	x				x	
	Salamandre noire	<i>Salamandra atra</i>	x				x	
	Triton palmé	<i>Lissotriton helveticus</i>		x				
	Triton ponctué	<i>Lissotriton vulgaris</i>		x				
	Triton alpestre	<i>Ichthyosaura alpestris</i>		x				
	Triton crêté	<i>Triturus cristatus</i>	x			x	x	
	Triton crêté italien	<i>Triturus carnifex</i>	x					
	Triton de Blasius	<i>Triturus blasii</i>		x				
	Triton marbré	<i>Triturus marmoratus</i>	x				x	
	Spéléomante de Strinati	<i>Speleomantes strinati</i>	x			x	x	
ANOURES	Alyte accoucheur	<i>Alytes obstetricans</i>	x				x	
	Sonneur à ventre jaune	<i>Bombina variegata</i>	x			x	x	
	Discoglosse sarde	<i>Discoglossus sardus</i>	x			x	x	
	Discoglosse corse	<i>Discoglossus montalentii</i>	x			x	x	
	Discoglosse peint	<i>Discoglossus pictus</i>	x					
	Pelobate brun	<i>Pelobates fuscus</i>	x				x	
	Pelobate cultripède	<i>Pelobates cultripes</i>	x				x	
	Pélodyte ponctué	<i>Pelodytes punctatus</i>		x				
	Xenope commun	<i>Xenopus laevis</i>	espèce introduite non invasive					
	Crapaud commun	<i>Bufo bufo</i>		x				
	Crapaud calamite	<i>Bufo calamita</i>	x				x	
	Crapaud vert	<i>Bufo viridis</i>	x				x	
	Rainette verte ou arboricole	<i>Hyla arborea</i>	x				x	
	Rainette sarde	<i>Hyla sarda</i>	x				x	
	Rainette méridionale	<i>Hyla meridionalis</i>	x				x	
	Grenouille des champs	<i>Rana arvalis</i>	x				x	
	Grenouille agile	<i>Rana dalmatina</i>	x				x	
	Grenouille des Pyrénées	<i>Rana pyrenaica</i>		x				
	Grenouille rousse	<i>Rana temporaria</i>			x			x
	Grenouille de Lessona	<i>Pelophylax lessonae</i>	x				x	
	Grenouille de Perez	<i>Pelophylax perezii</i>		x				x
	Grenouille de Berger	<i>Pelophylax bergeri</i>		x				
	Grenouille rieuse	<i>Pelophylax ridibundus</i>		x				x
	Grenouille verte	<i>Pelophylax kl. esculentus</i>			x			x
	Grenouille de Graf	<i>Pelophylax kl. grafi</i>		x				
	Grenouille taureau	<i>Lithobates catesbeiana</i>	espèce introduite invasive					

F : France, arrêté du 19 novembre 2007 fixant la liste des Amphibiens et des Reptiles protégés sur le territoire français, article 2 (A2), article 3 (A3), article 5 (A5). Cet arrêté est consultable en ligne à l'adresse suivante :

<http://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000017876248&dateTexte>

DH : Directive Habitat.

Les statuts de protection et réglementation des espèces de faune et de flore sont également disponible sur le site de l'INPN. <http://inpn.mnhn.fr/isb/index.jsp> de même que les degrés de menaces : <http://inpn.mnhn.fr/isb/isb/indexListRouge.jsp>

1) Recherche visuelle des individus

Les méthodes d'échantillonnage peuvent souvent être réalisées au cas par cas, en raison de grandes différences dans la biologie et la détectabilité des espèces. Les anoures sont généralement bien identifiables par leurs émissions sonores, tandis que les urodèles nécessitent une observation directe ou parfois une capture pour permettre leur identification.

Dans un premier temps, on fera appel à l'écologie du paysage pour estimer les potentialités d'un territoire pour les amphibiens. Après une première visite diurne des sites potentiels, les sites seront ensuite prospectés de nuit.

La reproduction dans des sites aquatiques génère des rassemblements parfois importants d'individus adultes. A cette occasion, les travaux d'inventaires sont donc facilités. On privilégiera de prime abord les inventaires des adultes plutôt que celui des pontes et des larves. Cependant, la présence de larve reste un paramètre important à prendre en compte car la présence d'adulte n'implique pas toujours une reproduction effective (ACEMAV coll, 2003).

Les sorties effectuées de nuit permettent d'observer les anoures et les urodèles. Ces derniers ont en effet des mœurs davantage nocturnes ou crépusculaires. Ils sont également plus difficiles à observer en plein jour du fait de la réverbération du soleil (dans le cas d'individus dans l'eau). 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, à pied. Le comptage des individus détectés le long d'un transect standard permet l'estimation des effectifs.

2) Ecoute du chant

Les mâles de certaines espèces d'anoures chantent à la tombée de la nuit et sont donc facilement reconnaissables. La période d'écoute varie selon les espèces. Paris (2006) recommande par exemple une écoute de 20 minutes à une distance de 20 mètres de la mare afin d'estimer l'effectif d'individus chanteurs.

Des ouvrages de références complétés par un CD de chants des espèces de France peuvent utilement orienter les identifications. On se référera par exemple au guide des amphibiens de France, Belgique et Luxembourg (ACEMAV coll., 2003).

3) Pêche à l'épuisette

Cette technique n'est utilisée qu'en cas d'impossibilité de détecter les espèces par observation à distance. Cette technique est en effet perturbante pour le milieu et les individus capturés. Elle nécessite une autorisation de capture car tous les amphibiens présents en France sont protégés.

Cette méthode consiste à racler le fond de la mare sur une profondeur de 15 cm (De Massary, comm.pers.) avec un filet possédant une armature métallique résistante au poids des végétaux et de la boue déplacés.

La désinfection du matériel et des bottes est largement conseillée avant chaque échantillonnage d'une pièce d'eau pour éviter de propager la chytridiomycose (maladie mortelle pour les amphibiens). Un protocole d'hygiène complet peut être consulté au lien suivant : <http://lash.fr/Dossiers/2010/janvier/protocole.pdf>

- **Où ?**

Les milieux à prospecter sont ceux qui répondent aux exigences écologiques des Amphibiens (zones humides, mares, ornières, boires, chenaux de fleuves...).

- **Quand ?**

Il est important de connaître les périodes de reproduction de chacune des espèces que l'on est susceptible de rencontrer, afin d'augmenter l'efficacité des prospections. Les périodes les plus favorables sont référencées dans la Figure 21 page suivante. La Figure 22, extraite de Delzons (2010) recense les périodes les plus favorables aux prospections. On peut classer les anoues en 5 catégories (d'après ACEMAV coll. 2003) :

- Les anoues précoces avec une reproduction de janvier à mars en plaine (ex : Crapaud commun, Grenouilles rousse et agile),
- Les anoues assez précoces avec une reproduction centrée sur la fin mars en plaine (ex : Discoglosse peint, Pélobates brun et cultripède, Pélodyte ponctué, Grenouille des champs),
- Les anoues intermédiaires avec une reproduction centrée sur la fin avril et le début mai en plaine (ex : Discoglosses sarde et corse, Crapaud vert, Rainettes méridionale et arboricole),
- Les anoues tardifs avec une reproduction de mai à juin en plaine (ex : Grenouilles vertes, Sonneur à ventre jaune)
- Les anoues à longue période de reproduction avec une reproduction de mars à l'été en fonction des conditions climatiques (ex : Alyte accoucheur, Crapaud calamite).

4) Pêche à la nasse

Cette technique est essentiellement utilisée pour détecter les tritons (Drechler et al, 2010). Elle permet d'échantillonner les sites d'accès difficiles, turbides, (profonds, avec une abondante végétation aquatique), où les autres méthodes (épuisettes, observations nocturnes) ne sont pas adaptées.

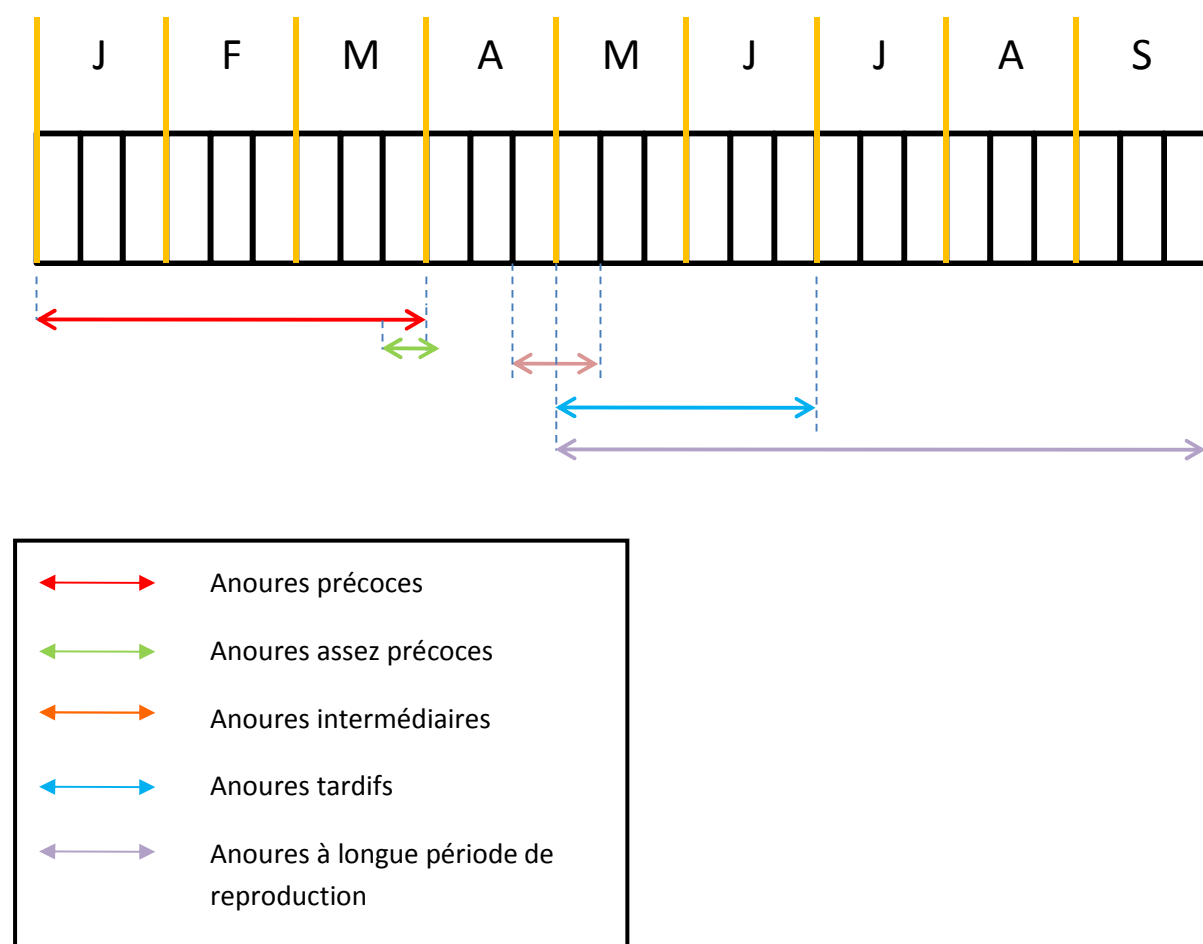


Figure 21. Périodes les plus favorables à la reproduction des Amphibiens Anoues.

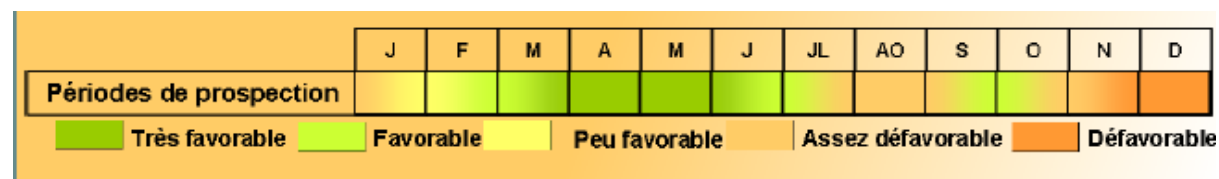


Figure 22. Période les plus favorables aux prospections pour les amphibiens. D'après Delzons. (2010).

Les recensements des tritons adultes se font de mi-mars à fin mai (janvier à mars en climat méditerranéen et jusqu'en août en haute altitude).

Ces méthodes d'inventaires se feront uniquement de nuit, dès 19h30 à 20h30 selon les saisons.

On pourra éventuellement compléter ces inventaires par une recherche des pontes en journée. Cela fournira des indications sur le nombre de femelles reproductrices, chaque femelle produisant une seule ponte attachée par saison.

Les 4 méthodes d'inventaires des Amphibiens sont complémentaires et varient en fonction de l'espèce recherchée. Les protocoles de comptage et de détection des espèces élaborés par la Société Herpétologique de France sont disponibles au lien suivant (Annexe 6a et 6b) : <http://lashf.fr/suivi-amphibiens.php>

Paramètres à noter

Les paramètres à noter obligatoirement sont (cf. Chap. 3 p.9) :

- Date,
- Localisation précise des sites (*a minima* localisation communale + code INSEE), si possible géolocalisation.
- Nom de l'observateur et de l'organisme en charge de l'inventaire,
- identité des espèces présentes sur le territoire (richesse spécifique) sur la base du référentiel TAXREF,

Les paramètres complémentaires à noter sont :

- heure (début et fin d'observation),
- Le nombre d'individus contactés pour chaque espèce (abondance),
- Type d'habitat prospecté,
- Les conditions météorologiques,
- La présence d'indices de reproduction (larves, pontes).

Un exemple de fiche pour l'inventaire des Amphibiens est disponible en Annexe IV.

C) Choix de la méthode d'inventaire

Le Tableau 23 ci-après vise à faciliter le choix de la méthode à employer pour inventorier les amphibiens.

Celle-ci tient compte de 2 critères :

- Le niveau de rendu visé ou souhaité en fonction des contraintes économiques et techniques, des objectifs fixés, etc. (cf. PARTIE 3. Rendus (livrables) p 17.
- Le rapport « bénéfice / coût » de la méthode. Pour ce second point, on tiendra compte du code couleur ci-après :
 - Vert : méthode peu coûteuse et peu chronophage pour obtenir des résultats,
 - Orange : méthode peu coûteuse mais assez chronophage pour obtenir des résultats ou méthode qui demande peu de temps pour obtenir des résultats mais économiquement coûteuse (besoins matériels, compétences techniques, etc.),
 - Rouge : méthode très coûteuse et / ou chronophage pour obtenir des résultats.

Tableau 23. Aide dans le choix de la méthode à employer pour inventorier les Amphibiens

	Observation directe	Capture à l'épuisette	Ecoute des chants	Piégeage à la nasse
Niveau 1				
Niveau 2				
Niveau 3				

Références bibliographiques

- ACEMAV coll., Duguet, R. & Melki, F. 2003. Les amphibiens de France, Belgique et Luxembourg. Collection Parthénopé, édition Biotopé, Mèze (France). 480 p.
- Delzons O., 2010. Guide des méthodes d'évaluation écologique des milieux naturels. Muséum National d'Histoire Naturelle – UNICEM. 353 p. (à paraître).
- Drechler, A., Bock, D., Ortmann, D., Steinfartz, S. 2010. Ortmann's funnel trap – a highly efficient tool for monitoring amphibian species. Herpetology notes, volume 3: 13-21
- Paris, M. 2006. Mise en place d'un protocole de suivi des amphibiens de la Réserve Naturelle de l'île de Girard et la Corne des Epiciers.- Fiches de terrain. 5 p.
- Société Herpétologique de France. 2010. Protocole de suivi des populations d'amphibiens. Estimer et comprendre les évolutions de l'état de la batrachofaune française. 8 p. <http://lashf.fr/suivi-amphibiens.php>

V. Inventaire des poissons d'eau douce



Cliché 55. Ombre commun (stade juvénile) *Thymallus thymallus* © Arnaud Tanguy



Cliché 56. Saumon atlantique (stade tacon) *Salmo salar* © Arnaud Tanguy



Cliché 57. Blageon *Leuciscus souffia* © Arnaud Tanguy



Cliché 58. Aspe *Leuciscus aspius* © Arnaud Tanguy



Cliché 59. Rotengle *Scardinius erythrophthalmus* © Arnaud Tanguy



Cliché 60. Perche commune *Perca fluviatilis* © Arnaud Tanguy



Cliché 61. Loche franche *Barbatula barbatula* © Arnaud Tanguy



Cliché 62. Tanche *Tinca tinca* © Arnaud Tanguy

L'étude des poissons est souvent riche d'enseignements. Elle permet de mieux comprendre le fonctionnement d'un hydrosystème.

Elle apporte de plus des renseignements sur l'utilisation de l'espace par l'ichtyofaune, la richesse spécifique et la présence d'espèces patrimoniales ainsi que les densités des populations.

Les méthodes employées pour les inventaires des poissons dépendent de la configuration des habitats. Ainsi, en eau courante, les pêches électriques sont conseillées dans la mesure du possible. En milieu lacustre ou eaux stagnantes d'une manière générale, ce sont les pêches au filet qui seront privilégiées. (Cf. Figure 23 ci-dessous).

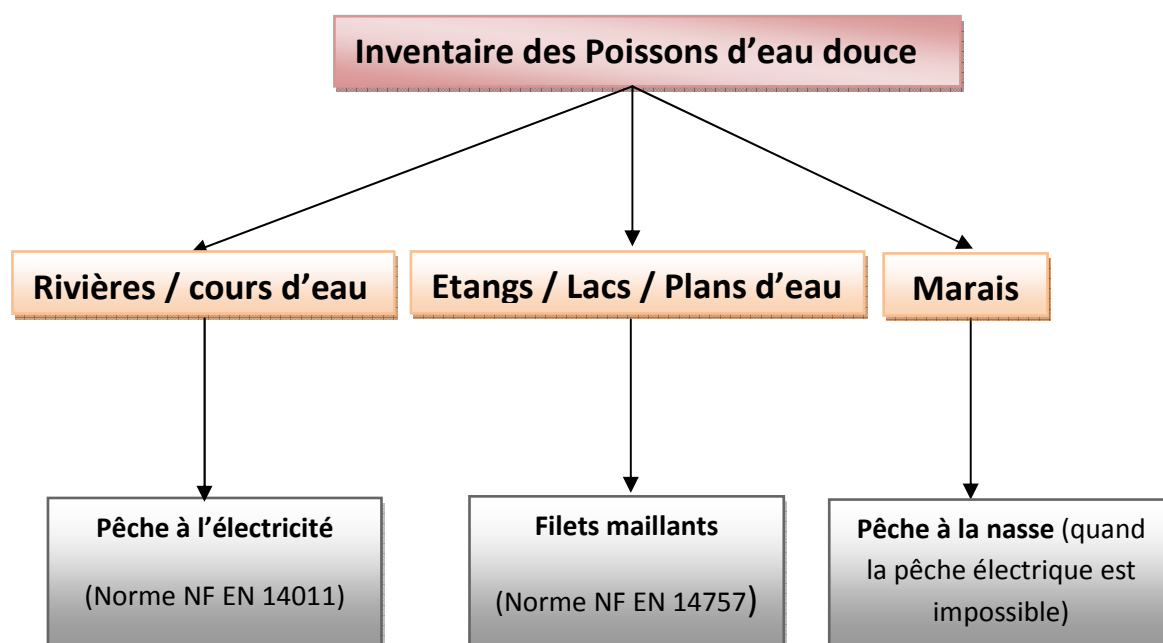


Figure 23. Méthode d'inventaire des poissons d'eau douce recommandée dans le cadre du programme ABC.

1) Echantillonnage des poissons par pêche à l'électricité

a) Avantages et inconvénients

Comme toute méthode, la pêche électrique présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le Tableau 24 ci-dessous.

Tableau 24. Avantages et inconvénients de la pêche électrique

Avantages	Inconvénients
Grande efficacité de capture	L'effort de pêche doit être constant
Respect de la vie et des organismes prélevés	L'efficacité du courant électrique varie suivant les espèces (notamment en fonction de la taille des individus) et la profondeur
Conditions opératoires standardisées et reproductibles offrant une grande cohérence des résultats	Nécessité d'un personnel qualifié (formation ONEMA)
Exhaustivité du peuplement piscicole en cas de prospection complète	Coût du matériel élevé : environ 10 000 € pour un "Martin - Pêcheur" et 15 000 € pour un "Héron"
Renseigne sur la structure du peuplement mise en place	

b) Objectif et principe

La pêche électrique est utilisée pour la réalisation d'inventaire piscicole dans les cours d'eau. Elle permet contrairement à d'autres méthodes (piégeage, filet...), de réaliser ces opérations sans mortalité piscicole importante (FDPPMA44, 2006).

« Un générateur produit un courant redressé d'intensité réglable entre 300 et 600 volts. La phase négative est mise à l'eau via une tresse (cathode). La phase positive est connectée à une anode de pêche (manche isolant terminé par un anneau d'acier inoxydable), 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 (1.5 – 2 mètres) autour de l'anode et influencer le comportement de tout poisson se trouvant à

l'intérieur. Les terminaisons nerveuses présentes sur les flancs 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 l'anode. C'est ce que l'on appelle la nage forcée. Une fois arrivé à proximité de l'anode, là où le champ 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 recouvre sa mobilité très rapidement et ne garde aucune séquelle. Ainsi capturé, il sera pesé, mesuré et éventuellement marqué avant d'être remis dans son élément. » d'après FUNDP (<http://www.fundp.ac.be/sciences/biologie/urbo/materiel>). Pour plus d'informations concernant le principe de la pêche électrique, on pourra se référer au document de l'Afnor (2003).



Cliché 63. Cathode sous forme de tresse d'un appareil de pêche électrique – FDPPMA43 © Arnaud Tanguy



Cliché 64. Anodes de pêche électrique – FDPPMA43 ©Arnaud Tanguy

Il faut rappeler que toutes méthodes consistant à pêcher à l'aide d'un courant électrique est réglementée et soumise à autorisation (cf. article R411-6 à R411-14 du Code de l'Environnement).

L'utilisation d'un matériel spécifique est obligatoire depuis le 11 mars 1991 comme l'impose l'Arrêté ministériel du 2 février 1989 portant dérogation aux prescriptions des articles 11 et 16 du décret du 14 novembre 1988 pour l'utilisation des installations de pêche à l'électricité.

A) Points sur les autorisations, le personnel, la sécurité et les matériels utilisés

- **Les autorisations**

3 types d'autorisation sont nécessaires :

- Un arrêté préfectoral qui autorise la pêche électrique dans la mesure où cela sert à améliorer les connaissances du milieu aquatique et qu'il s'agit d'une pêche d'inventaire et non de destruction,
- Une autorisation des détenteurs du droit de pêche : pour le domaine public c'est souvent l'AAPPMA,
- Une autorisation du propriétaire (domaine privé) pour le passage ou l'installation du chantier de pêche.

- **Le personnel**

L'équipe de pêche est placée sous l'autorité d'une personne spécialement désigné pour veiller à l'application des mesures de sécurité.

Seules les personnes formées sur les règles de sécurité à observer et la conduite à tenir en cas d'accident dans le cadre d'une pêche électrique sont autorisées à pénétrer dans l'eau au niveau de la station pêchée. Cette formation est dispensée sur 4 jours par l'ONEMA au Centre de Formation du Paraclet sous l'intitulé : « Méthode d'inventaire – pêche à l'électricité : cadre technique et conduite de chantier » (http://www.onema.fr/IMG/pdf/r07_methode_peche_elect.pdf).

- **Fiche de sécurité**

Une étude de sécurité doit être réalisée avant toute opération de pêche. (Ce que fait toujours l'ONEMA).

Cette étude a pour but de s'assurer que les aspects de sécurité ont été correctement pris en compte pour des chantiers pouvant entraîner des dispositions de sécurité particulière comme la présence d'un public nombreux, de la circulation de canoës, etc. Elle doit présenter les problèmes spécifiques à l'opération, et les dispositions mise en œuvre pour y répondre.

L'étude de sécurité doit comprendre d'après Holl et Ditche (2005) :

- Un argumentaire technique,
- Localisation de l'opération,
- Le Plan de situation du secteur,
- La description du chantier,
- Le plan détaillé du secteur pêché,
- La composition de l'équipe de pêche,
- Constitution des autres ateliers.

L'ensemble est signé par le responsable du chantier.



Cliché 65. Balisage du chantier de pêche – ONEMA DIR 4 © Arnaud Tanguy

Un exemple de fiche de sécurité est disponible en annexe V.

- **Matériels conformes utilisés**

Leur utilisation est obligatoire depuis le 11 mars 1991 (arrêté du 2 février 1989).

Héron (marque déposée DREAM Electronique).

<http://www.dream-electronique.com/site/index.php?page=pages/index&menu=Description&pages=description%20H>

Il s'agit d'un alternateur triphasé couplé à un transformateur. Il permet d'obtenir des tensions de sortie de 150 V à 1000 V (6 positions) en continu et de 75 à 1000 V en ondulé (6 positions).

L'appareil est protégé contre :

- Les surcharges instantanées (court-circuit entre anode et cathode),
- Les dépassements de puissance (4 kW),
- Les échauffements excessifs.

Ce matériel est particulièrement employé pour la pêche en eaux claires, en milieux profonds, et pour les cours d'eau à faible conductivité (15 à 2000 $\mu\text{S}/\text{cm}$).

Martin pêcheur (marque déposée DREAM Electronique)

<http://www.dream-electronique.com/site/index.php?page=pages/index&menu=Description&pages=description%20MP>

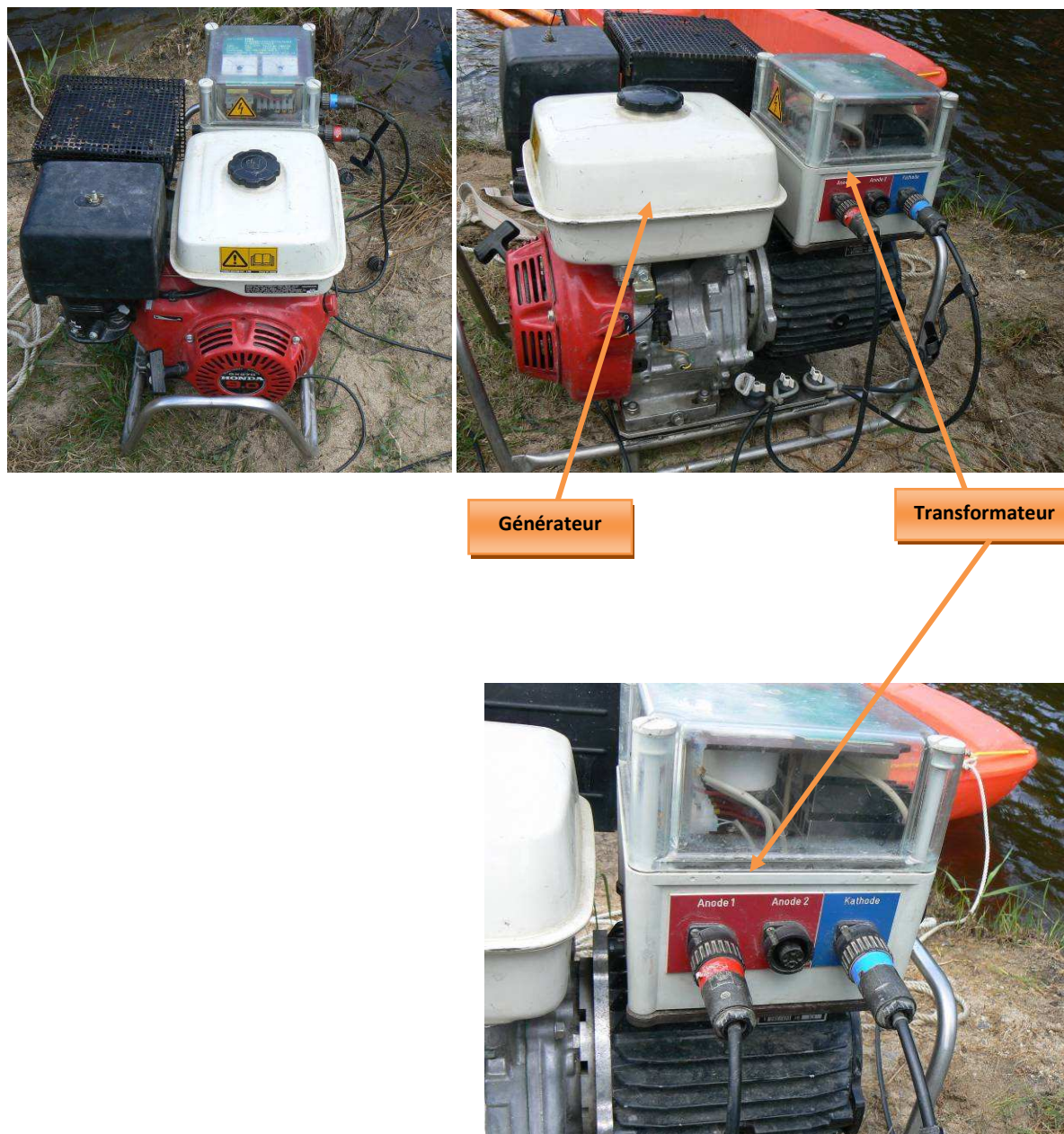
Il s'agit d'un appareil portable autonome fonctionnant avec des batteries 24V étanches et donnant des courants de type impulsionnel (créneau).

La tension et la fréquence sont réglables. L'autonomie en milieu moyennement conducteur est de l'ordre d'une heure à une heure et demie (plus en milieu peu conducteur).

Poids du matériel installé sur la claie de portage : 11 kg

Il est conçu pour la pêche en bordure de cours d'eau et non au milieu des chenaux (Conductivité comprise entre 35 et 1700 $\mu\text{S}/\text{cm}$).

Autre matériel pouvant être utilisé : appareil de pêche électrique de marque déposée EFKO



**Cliché 66, 67 et 68. Appareil de pêche électrique de type EFKO
modèle FEG 8000 – Henri Persat © Arnaud Tanguy**

Il s'agit d'un appareil de marque allemande qui a la même utilité que le « héron » de marque DREAM Electronique. Pour plus d'informations <http://www.efko-gmbh.de/>

Compte tenu de la spécificité de cette technique, les pêches électriques ne peuvent être réalisées que par des structures spécialisées dans ce type d'inventaire et disposant déjà du matériel adéquat. Cela concerne notamment :

- **L'ONEMA** (Office National de l'Eau et des Milieux Aquatiques), ex- **CSP** (Conseil Supérieur de la Pêche),

Dans ce cas, la pêche électrique est réalisée au niveau de la commune par le service départemental de l'ONEMA (SD) avec en appui l'unité « connaissance de l'état et des usages de l'eau et des milieux aquatiques » de la Direction Interrégionale correspondante.

Pour plus d'informations concernant l'organisation de l'ONEMA, le site de cet organisme public est consultable au lien suivant : <http://www.onema.fr/-Organisation>

- **FDPPMA** (Fédération Départementale pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique),
- **Des bureaux d'études** spécialisés en ingénierie des milieux aquatiques.

Matériels de pêche utilisés

LE HERON



Générateur

- Groupe électrogène pour le Héron
- Piles pour le Martin pêcheur

LE MARTIN PECHEUR



Transformateur

Clichés 69 et 70. Appareil de pêche électrique « Héron » (générateur et transformateur) - ONEMA DIR4 © Arnaud Tanguy

Clichés 71 et 72. Appareil de pêche électrique « Martin Pêcheur » - FDPPMA44 © Arnaud Tanguy

B) Application de la méthode

1) Station d'échantillonnage

a) Choix de la station

De manière générale, quelque soit le descripteur envisagé, l'évaluation de la qualité des cours d'eau se heurte au problème du choix de l'échelle de travail. Deux niveaux sont privilégiés :

- Le tronçon ou unité fonctionnelle, correspond à un secteur de cours d'eau de quelques kilomètres de long (variable avec le type de cours d'eau), homogène sur le plan géomorphologique et biotypologique. La définition de ces tronçons se base sur tout changement perceptible de pente, de débits, de forme de vallée ou de géologie. En outre, des modifications majeures et profondes d'origine anthropique peuvent conduire à redécouper le tronçon.
- La station, où s'effectue l'échantillonnage, est une sous-unité représentative du tronçon étudié. Celle-ci doit comporter dans une proportion équivalente (en surface) les faciès d'écoulement (Malavoi et al, 2001) et les habitats significativement représentés sur le tronçon. Il est d'usage de la définir comme la zone contenant une séquence de faciès « type » (au moins une séquence plat-radier-mouille pour les petits cours d'eau).

Le choix de la (des) station(s) dépend en premier lieu de l'objectif assigné à l'échantillonnage. L'échantillon des stations sera stratifié selon des critères pertinents en regard des objectifs poursuivis (taille du cours d'eau, pressions anthropiques, hydroécotones...).

Le choix de la localisation précise des stations de pêche, outre les critères de sélection déjà énoncé comme la représentativité, prend en compte l'accessibilité et la praticabilité de la station, ainsi que les possibilités d'obtenir durablement les autorisations requises. Toutefois, il est indispensable d'éviter les singularités (aval immédiat de rejets, proximité immédiate de confluences,...) ;

b) Largeur des stations

Selon les critères hydromorphologiques, la longueur d'une station doit correspondre au minimum à une séquence des principaux faciès d'écoulement (par exemple radier-mouille-plat), ou à la distance comprise entre 2 méandres, soit généralement 12 à 15 fois la largeur du lit en eau. Mais la norme européenne EN 14011 spécifique aux pêches à l'électricité impose une longueur de station au moins égal à 20 fois la largeur sauf pour les grands cours d'eau « homogènes » (largeur > 30 m) où elle peut être réduite à 10 fois la largeur (cf. Tableau 25).

Tableau 25. Détermination de la longueur de la station à prospecter (m) en fonction de la largeur en eau

Largeur en eau (m)	Longueur minimale de la station (m)
<3	60
[3-30]	20 fois la largeur
]30-60]	600
> 60	10 fois la largeur

c) Période d'échantillonnage

Les échantillonnages doivent être effectués en période de basses eaux pour permettre une bonne efficacité de la pêche (conductivité normale, visibilité suffisante et température pas trop basse).

Il est préférable de procéder à l'échantillonnage au moment où la capture et l'identification des jeunes poissons de l'année (pour espèces les plus caractéristiques du type de cours d'eau étudié) sont possibles. Après l'émergence des alevins, les dates sont assez fluctuantes en fonction de la biologie et de l'écologie des espèces. D'une façon générale, il y a 2 vagues de pêche électrique : mai – juin et septembre-octobre. On évitera les pêches électriques en juillet et en août d'une part à cause d'un manque de personnel qualifié (congé d'été) et d'autre part à cause des chaleurs estivales, lesquelles entraînent une plus grande mortalité des poissons.

2) Choix du type de prospection par pêche électrique

Deux types de prospection par pêche électrique peuvent être envisagés (cf. Figure 24) selon les caractéristiques hydromorphologiques du cours d'eau (profondeur et largeur du lit mouillé) :

- la pêche électrique par prospection complète,
- la pêche électrique par prospection partielle.

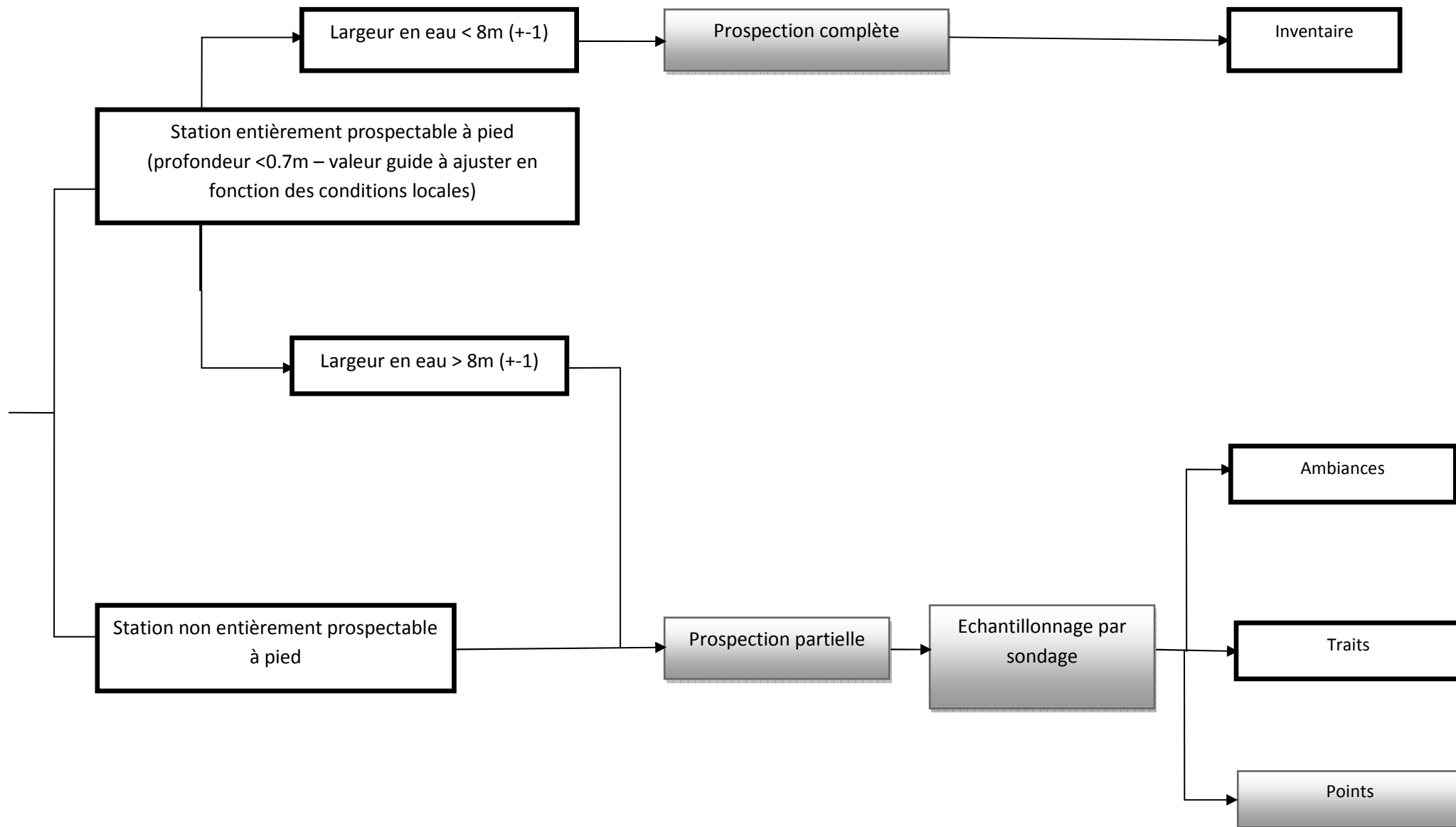


Figure 24. Méthodes de pêche électrique employées en fonction de la configuration des cours d'eau

C) Pêche électrique par prospection complète

La pêche électrique par prospection complète est réservée aux stations uniquement prospectables à pied (cf. Figure 24). Elle consiste en un échantillonnage de la totalité d'un tronçon du cours d'eau préalablement délimité en amont par un obstacle naturel ou la pose d'un filet barrage.

La prospection est conduite de front de l'aval vers l'amont. Le(s) manipulateur(s) d'anode(s) réparti(s) sur toute la longueur, remonte(nt) le cours d'eau en effectuant de façon régulière un mouvement consistant à poser le cercle de l'anode devant eux puis à le ramener vers les manipulateurs d'épuisettes situés en retrait de l'anode, de part et d'autre.

La méthode généralement la plus utilisée est celle de De Lury (De Lury, 1947 in Daget, 1971). Elle consiste à effectuer 2 passages successifs avec un effort de pêche rigoureusement identiques et sans remettre les poissons à l'eau entre les 2 passages. Cette méthode permet d'évaluer la population du peuplement piscicole par espèce.

Le nombre d'électrodes est adapté à la largeur du cours d'eau : on utilise généralement 1 anode pour 4 à 5 m de largeur de cours d'eau.

Le nombre d'épuisettes doit également être adapté au nombre d'anodes et aux caractéristiques de la station (vitesse de courant, densité de poissons attendue). D'une manière générale, il est recommandé de mettre en œuvre deux épuisettes par anode. Pour les cours d'eau les plus petits, l'utilisation d'une seule épuisette peut être suffisante.

Pour de plus amples informations relatives à la méthodologie d'échantillonnage des poissons par pêche électrique par prospection complète, on se rapportera aux documents réalisés par Belliard *et al.* (2008) et Anonyme (2006). Ces documents sont consultables auprès de l'ONEMA.



Cliché 73. Pêche électrique au « héron » par prospection complète à une électrode sur le Tarn - FDPPMA48 © Arnaud Tanguy



Cliché 74. Pêche électrique au « héron » par prospection complète à deux électrodes sur un bief du Chapeauroux - FDPPMA48 © Arnaud Tanguy

Dans le cas d'une pêche complète à 1 électrode

- 2 porteurs d'épuisettes
- 1 porteur d'anode = opérateur

Dans le cas d'une pêche complète à 2 électrodes

- 2 porteurs d'épuisettes au minimum (le plus souvent 3, cela dépend de la configuration du cours d'eau)
- 2 porteurs d'anode = opérateurs

D) Pêche électrique par prospection partielle (= pêche partielle)

Le protocole de pêche électrique par prospection partielle est généralement mis en œuvre lorsqu'une partie de la station n'est pas entièrement prospectable à pied ou lorsque la pêche électrique par prospection complète atteint les limites de son efficacité (largeur > à 8 m).

La pêche partielle est basée sur un échantillonnage par sondage (au sens statistique) qui consiste à distribuer un certain nombre d'unités d'échantillonnage sur la station pour :

- limiter l'effort (en limitant la surface prospectée) tout en maintenant une qualité d'échantillon satisfaisante,
- obtenir un indicateur d'abondance des différentes espèces capturées qui dépend de leur capturabilité et des habitats prospectés,
- permettre l'étude des relations habitat / poissons à une échelle infrastationnelle.

3 types de prospection par sondage sont possibles :

- pêche par ambiance : l'unité d'échantillonnage est une zone de taille variable (allant de quelques m² à une dizaine de m²) définie par des conditions d'habitats homogènes (hauteur, vitesse, substrat, abris),
- pêche par traits : l'unité d'échantillonnage est une zone d'attraction autour d'un trait d'électrodes de quelques mètres. Cette méthode est utilisée pour estimer les juvéniles de saumon atlantique et de truite fario,
- pêche par points : l'unité d'échantillonnage est une zone d'attraction autour d'un point d'impact de l'électrode basée sur la méthode des EPA (Nelva et al, 1979).

La pêche par points (=pêche EPA) sera la méthode utilisée lors d'une prospection partielle dans le cas du programme ABC.

L'unité d'échantillonnage est ponctuelle et calibrée. Elle correspond approximativement à un déplacement de l'anode sur un cercle d'environ 1 m de diamètre autour du point d'impact (l'opérateur restant fixe). La surface échantillonnée est évaluée à environ 12.5 m² (Cf. Figure 25).

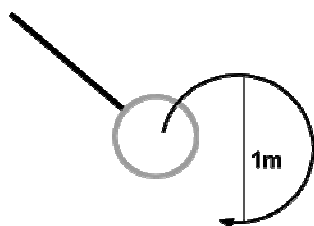


Figure 25. L'unité d'échantillonnage dans la pêche EPA

La prospection partielle par points est basée sur un échantillon global constitué de 2 sous-échantillons : un « sous-échantillon représentatif » et un « sous-échantillon complémentaire » (cf. Figure 26).

Sur chaque point, l'anode est laissée en action de pêche pendant une durée minimale de 15 secondes pour s'assurer de l'absence éventuelle de poissons. L'épuisement du stock de poissons au niveau du point n'est pas recherché, l'action de pêche est stoppée au bout de 30 secondes. Comme pour la pêche électrique par prospection complète, on se référera aux documents de Belliard et al. (2008) et Anonyme (2006) pour plus d'informations relatives à l'échantillonnage des poissons par pêche partielle.

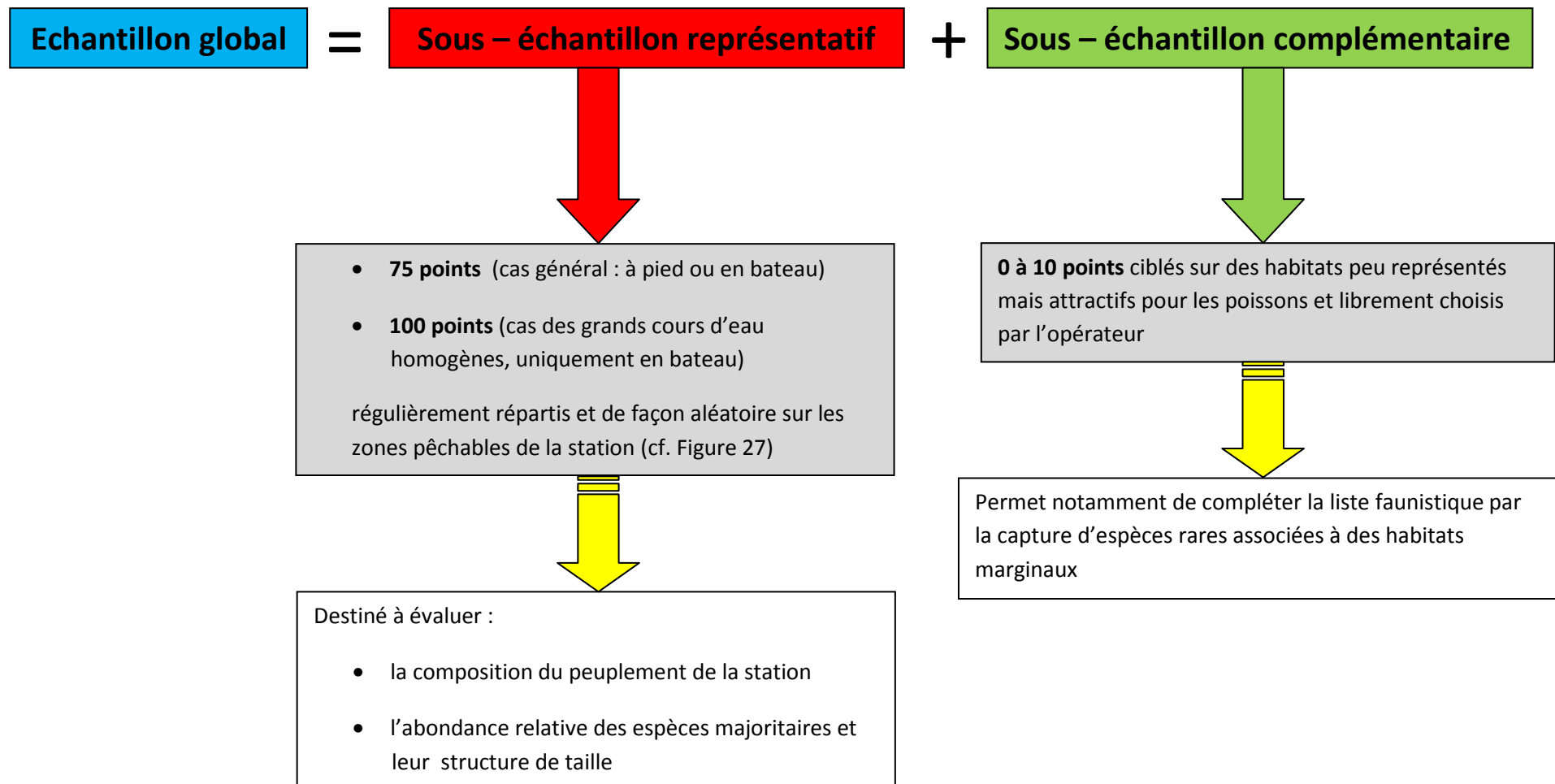


Figure 26. Principes de l'échantillonnage pour une prospection partielle par points

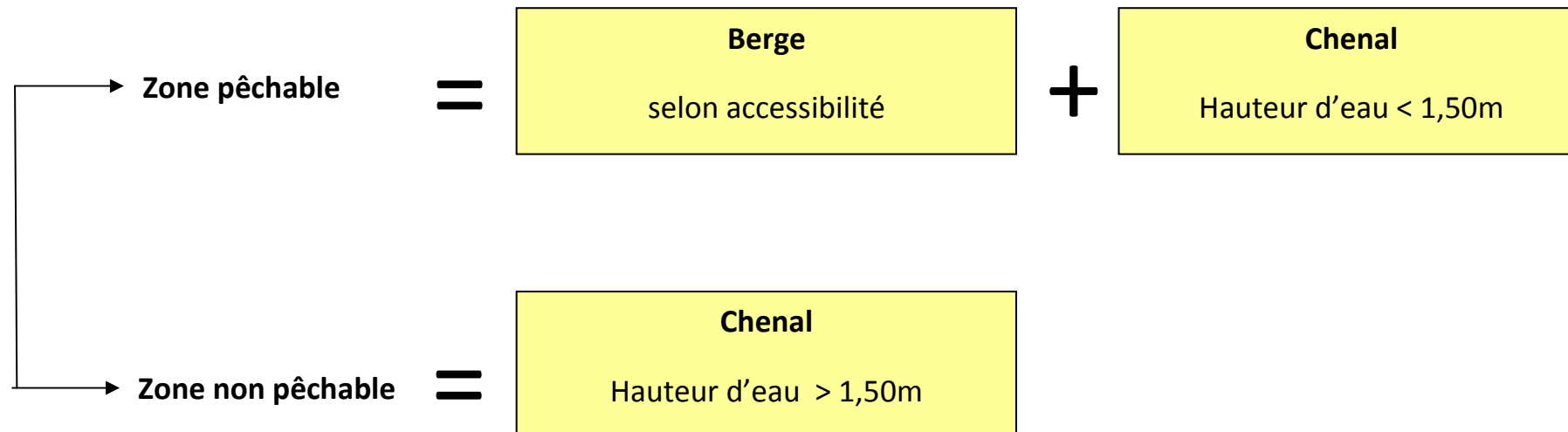


Figure 27. Définition des « zones pêchables » dans le cas d'une prospection partielle par points.

Quelle que soit la méthode de prospection, tous les poissons capturés doivent être identifiés, dénombrés, mesurés (longueur totale en mm) et, si nécessaires, pesés (en g).

Toutefois pour les « petits individus » ou les espèces dont les effectifs sont importants (généralement plusieurs centaines d'individus), il est possible et recommandé, après identification individuelle (cf. Annexe IX), de procéder à la mesure et à la pesée par lots. Différents types de lots par espèce sont possibles (cf. Annexe X).

E) Les paramètres à noter

Les paramètres à noter obligatoirement pour répondre aux objectifs du programme ABC sont similaires à ceux évoqués dans les précédents chapitres (cf. Chap.3 p.9) à savoir :

- Nom de la commune et code INSEE (cf. Chap.3 p.9),
- nom de l'opérateur et de sa structure,
- espèces observées (emploi du référentiel TAXREF disponible sur demande au lien suivant : http://inpn.mnhn.fr/isb/download/contact_taxref.jsp,
- la date de l'observation.

Les paramètres classiquement pris en compte dans le cadre des pêches électriques sont :

**** Concernant la station***

- Le nom du cours d'eau et de son affluent, le département, la commune, la date,
- La localisation de la station par les coordonnées X et Y de ses limites amont et aval (en Lambert 93) enregistrées au GPS ou déterminées sur carte IGN (1/25000).

**** Concernant la pêche électrique,***

- Nom du responsable de la pêche, l'organisme auquel il appartient,
- Nombre de participants,
- Heures du début et de fin de pêche (installation et retrait du matériel de pêche),
- Le matériel utilisé (« Héron », « Martin – Pêcheur » ou autre),

- Tension en V, la puissance en kW et l'intensité (A), il s'agit de valeurs moyennes,
- Physico-chimie de l'eau (température en °C et conductivité en $\mu\text{S}/\text{cm}^2$),
- Conditions météorologiques (hydrologie, débit, turbidité).

* Concernant l'échantillonnage

- Longueur de la station pêchée (mesurée au topofil ou télémètre),
- la stratégie d'échantillonnage (complète ou EPA) et le mode de prospection dans le cas d'une EPA (à pied, mixte ou bateau),
- Le nombre de passages (1 pour EPA, 2 pour la pêche complète),
- Le temps de pêche effectif (relevé du compteur sur l'appareil de pêche électrique avant et après la pêche électrique pour une pêche EPA et entre chaque passage pour une pêche complète).

Un exemple de fiche station est disponible en annexe VI.

Des points complémentaires peuvent être notés :

- Le type de faciès,
- La position berge ou chenal,
- La capture ou non de poissons, (cf. Annexe VII)
- L'appartenance au sous – échantillon « représentatif » ou « complémentaire »,
- La profondeur dans le cas d'une pêche partielle en bateau : l'anode est graduée donc l'opérateur peut connaître la profondeur au niveau de chaque point d'échantillonnage (Cf. Annexe VIII).

2) Echantillonnage des poissons par pêche à la nasse

Ce type d'échantillonnage est souvent utilisé quand la prospection par électricité est impossible. C'est souvent le cas des milieux de type marais. Le matériel utilisé correspond à des nasses, posé selon un temps déterminé par l'utilisateur.

Plusieurs modèles de nasses peuvent être utilisés selon le type de poissons que l'on veut capturer, néanmoins on choisira de préférence un tonneau de pêche.

Le tonneau est une nasse à poissons fabriquée en grillage galvanisé à mailles hexagonales ou en matière plastique. Il peut mesurer jusqu'à 1.5 mètres de long. La particularité de cette nasse à poissons est qu'elle présente deux entrées en entonnoir ; une à chacune de ses extrémités.

Les poissons sont, comme pour la pêche électrique, pesés et mesurés selon les mêmes principes cités précédemment. Cependant au lieu d'être ramené à un nombre de poissons par unité de surface, ici les données sont ramenées à un nombre de poissons par unités d'effort (CPUE) c'est-à-dire par rapport à un temps de capture.

Les paramètres à noter obligatoirement pour répondre aux objectifs du programme ABC sont similaires à ceux évoqués dans les précédents chapitres (cf. Chap.3 p.9) à savoir :

- Nom de la commune et code INSEE (cf. Chap.3 p.9),
- nom de l'opérateur et de sa structure,
- espèces observées (emploi du référentiel TAXREF disponible sur demande au lien suivant : http://inpn.mnhn.fr/isb/download/contact_taxref.jsp,
- la date de l'observation.

Les paramètres complémentaires sont :

- Les coordonnées GPS de l'emplacement des nasses,
- Le temps de pose de chaque nasse (date de début et de fin en précisant l'heure),
- La profondeur à laquelle la nasse a été installée,
- Les effectifs pour chaque espèce capturée.

3) Echantillonnage des poissons à l'aide des filets maillants (norme NF EN 14757)

a) Avantages et inconvénients

Comme toute méthode, la pêche aux filets maillants présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le Tableau 26 ci-dessous.

Tableau 26. Avantages et inconvénients de la pêche aux filets maillants

Avantages	Inconvénients
Choix de la taille de la maille du filet, ce qui permet de cibler la taille des poissons que l'on souhaite capturer.	Certaines espèces sont difficilement capturables du fait de leur comportement (carpe, brochet, lotte de rivière, etc.).
En fonction de cette taille, choix éventuel des espèces ciblées.	Les espèces minoritaires sont rarement capturées.
Conditions opératoires standardisées et reproductibles offrant une grande cohérence des résultats.	Nécessite une étude bathymétrique du lac pour le positionnement des filets. Implique la création d'une carte sous SIG.
Selon la profondeur d'immersion du filet, choix de la zone qui sera échantillonnée (surface, fond).	Mort des organismes prélevés.
Permet des prélèvements de pièces osseuses pour la détermination de l'âge (écailles, opercules, otolithes).	

b) Application de la méthode

Pour plus d'informations relatives à la méthodologie d'échantillonnage des poissons par les filets maillants, on se rapportera aux documents réalisés par l'Afnor (2005) et le Cemagref (2006). Le principe et la méthodologie de cette technique d'échantillonnage y sont finement détaillés.

Les paramètres à noter obligatoirement pour répondre aux objectifs du programme ABC sont similaire à ceux évoqués dans les précédents chapitres (cf. Chap.3 p.10). Des paramètres complémentaires peuvent être recensés. On se réfèrera pour cela au document réalisé par le SANDRE (2005), téléchargeable au lien suivant :

http://sandre.eaufrance.fr/ftp/sandre/francais/document/e_surf/ddd/SANDRE_PLeau-Mesures_poissons_v1.pdf

4) Choix de la méthodologie à employer

Le tableau 27 ci-après vise à faciliter le choix de la méthode à employer pour inventorier les poissons.

Celle-ci tient compte de 2 critères :

- Le niveau de rendu visé ou souhaité en fonction des contraintes économiques et techniques, des objectifs fixés, etc. (cf. PARTIE 3. Rendus (livrables) p 17.
- Le rapport « bénéfice / coût » de la méthode. Pour ce second point, on tiendra compte du code couleur ci –après :
 - Vert : méthode peu coûteuse et peu chronophage pour obtenir des résultats,
 - Orange : méthode peu coûteuse mais assez chronophage pour obtenir des résultats ou méthode qui demande peu de temps pour obtenir des résultats mais économiquement coûteuse (besoins matériels, compétences techniques, etc.),
 - Rouge : méthode très coûteuse et / ou chronophage pour obtenir des résultats.

Tableau 27. Aide dans le choix de la méthode à employer pour inventorier les poissons d'eau douce

	Pêche électrique	Pêche à la nasse	Pêche aux filets maillants
Niveau 1			
Niveau 2			
Niveau 3			

Références bibliographiques

- Afnor. 2003. Qualité de l'eau – Echantillonnage des poissons à l'électricité – version française – CEN. 20 p.
- Afnor. 2005. Qualité de l'eau - Echantillonnage des poissons à l'aide de filets maillants – version française – CEN. 27 p.
- Anonyme, 2006. Protocole d'échantillonnage par pêche à l'électricité mis en œuvre dans le cadre du réseau de référence DCE. CSP. 10 p.
- Belliard J., Ditché J.M. & Roset N. 2008. Guide pratique de mise en œuvre des opérations de pêche à l'électricité dans le cadre des réseaux de suivi des peuplements de poissons. ONEMA. 24 p.
- Cemagref. 2006. Résumé et guide de lecture de la norme CEN prEN 14757 : échantillonnage piscicole à l'aide de filets multi-maillages – Groupement d'intérêt scientifique Plan d'eau, groupe de travail échantillonnage. 15 p.
- Daget, J. 1971. Echantillonnage des peuplements des poissons d'eau douce. Echantillonnage en milieu aquatique. Masson et Cie Editeurs. 25 p.
- De Lury, D.B. 1947. On the estimation of biological populations. Biometrics, 3, (4), 145-167.
- FDPPMA44. 2006. Réseau de suivi piscicole du bassin versant de Grand-Lieu. Inventaires piscicoles par pêche électrique – campagne 2006. 52 p.
- Holl M., & Ditché J-M., 2005 Formation « Pêche à l'électricité » - d'après Chancerel F. ONEMA. 70 p.
- Malavoi J.R. & Souchon Y., 2001. Description standardisée des principaux faciès d'écoulement observables en rivière : clé de détermination qualitative et mesures physiques, 16 p.
- Nelva, A., Persat, H. & Chessel, D. 1979. Une nouvelle méthode d'étude des peuplements ichthyologiques dans les grands cours d'eau par échantillonnage ponctuel d'abondance. Compte rendu de l'Académie des Sciences. III – Vie. Vol 289 : 1295-1298.
- SANDRE. 2005. Description des données relatives aux mesures poissons par pêche aux filets, des plans d'eau. Thème : Plan d'eau. Version 1. 44 p.

B) INVERTEBRES

I. Inventaire des crustacés décapodes (écrevisses)



Cliché 75. Ecrevisse à pieds blancs *Austropotamobius pallipes* © FDPPMA48.

Cliché 76. Ecrevisse à pattes rouges *Astacus astacus* © PNR Vosges du Nord.



Cliché 77. Ecrevisse de Louisiane *Procambarus clarkii* © Arnaud Tanguy.

Cliché 78. Ecrevisse signal *Pacifastacus leniusculus* © FDPPMA14.

😊 Espèce indigène de France

😞 Espèce introduite en France considérée comme envahissante

Méthodes d'inventaire

Dans le cadre du programme ABC, 3 types de méthodes d'inventaire pour les Crustacés Décapodes peuvent être envisagés. La figure 28 illustre de manière simplifiée ces diverses méthodes.

Il convient de rappeler avant tout que les écrevisses indigènes (*Astacus astacus*, *Austropotamobius pallipes* et *Austropotamobius torrentium*) sont intégralement protégées sur l'ensemble du territoire français. Leur capture est donc soumise à autorisation (cf. **formulaire Cerfa n°11631*01**). Rappelons également que deux des trois espèces indigènes sont inscrites sur les listes rouges nationales et internationales comme « Vulnérable » (cf. <http://inpn.mnhn.fr>).

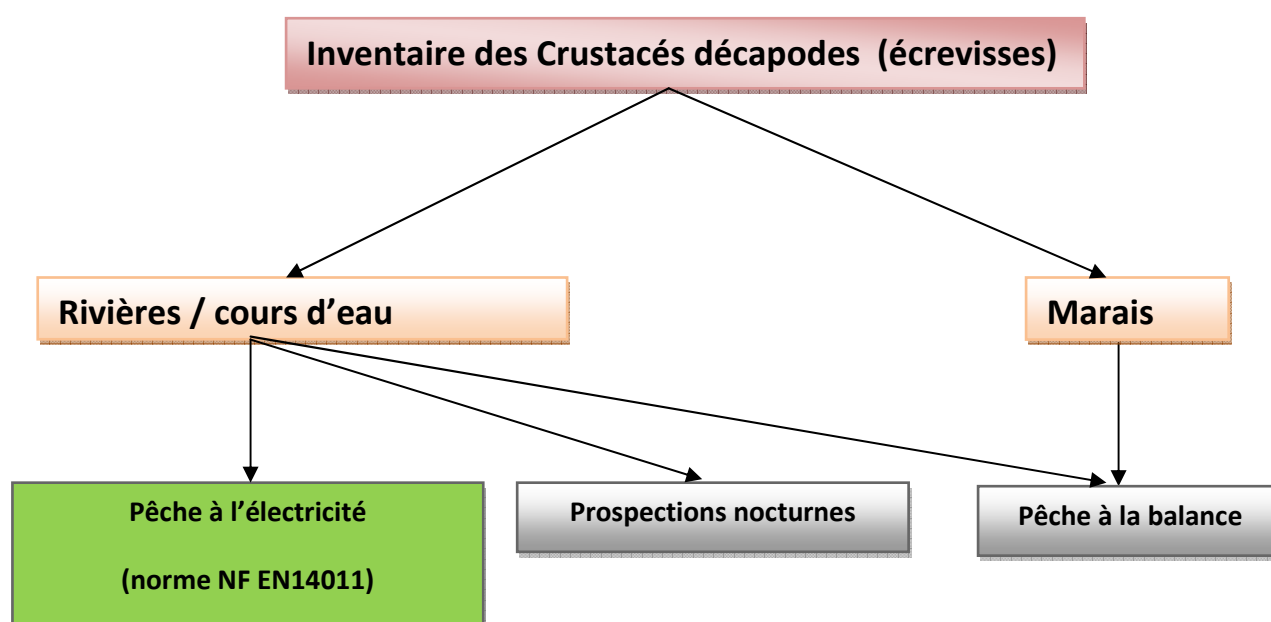


Figure 28. Méthodes d'inventaire des Crustacés décapodes envisagées dans le cadre du programme ABC

Pour limiter le risque de contamination des populations par des maladies (notamment l'aphanomyose), les individus ne doivent si possible pas être touchés. Les bottes doivent être désinfectées. On emploiera le même protocole d'hygiène que celui recommandé pour éviter de propager la chytridiomycose qui touche les amphibiens. Il peut être librement consulté au lien suivant : <http://lashf.fr/Dossiers/2010/janvier/protocole.pdf>

1) Pêches électriques

Les écrevisses sont généralement inventoriées en même temps que les poissons par le biais des pêches électriques.

Les pêches aux engins (nasses), fonctionnent sur le même principe que lorsque cette méthode est utilisée pour les poissons. Cependant on utilisera des nasses adaptées à la capture des écrevisses. Les nasses seront appâtées avec du poisson mort.

2) Pêche à la balance

Cette méthode de pêche consiste à capturer les écrevisses avec une sorte de petit filet $< 1\text{m}^2$.

Les balances, lestées par du plomb, sont reliées à des cordes qui permettent de les positionner à l'aide d'une canne fourchue d'environ 3 m.

Une fois appâtées avec des morceaux de poisson, les balances sont donc placées bien à plat sur le fond, à proximité d'obstacles (racines, embâcles, pierres) qui servent de caches aux écrevisses. Elles sont relevées toutes les 30 minutes.

3) Prospections nocturnes

Des prospections nocturnes peuvent être réalisées sur des cours d'eau où la présence d'écrevisses à pattes blanches *Austropotamobius pallipes* est soupçonnée (information récupérée en général auprès des pêcheurs). Malgré la longueur parfois importante de certains cours d'eau, la prospection se fait habituellement sur la totalité, soit plusieurs kilomètres.

Deux personnes (jamais seul d'un point de vue sécurité) devront sillonner le cours d'eau d'amont en aval de 21h30 à minuit, période d'activité maximale de cette espèce (Fenouil & Chaix, 1985 in Reyjol et Roqueplo, 2002).

Chaque personne équipée d'un phare puissant (type projecteur halogène à batterie rechargeable) observera minutieusement les différents habitats présents au niveau du cours d'eau. Les observations seront faites depuis une rive en éclairant l'autre rive voisine. Il faut éviter scrupuleusement de marcher dans l'eau afin de ne pas troubler le milieu, de ne pas transmettre de maladies par les bottes et de ne pas piétiner d'éventuels individus cachés dans les débris organiques (FDPPMA48, 2008). Les prospections devront commencer à compter de la mi-juin c'est-à-dire après la période d'éclosion et pourront se terminer au plus tard en septembre. Afin d'être certains de ne pas avoir manqué des « spots » d'écrevisses, il est conseillé de réaliser 2 voire 3 prospections durant cette période.

Pour toute détermination des écrevisses, on se référera à la clé de Tachet et al. (2006).

Les paramètres à noter pour répondre aux objectifs du programme ABC sont similaire à ceux évoqués dans les précédents chapitres (cf. Chap.3 p.9) à savoir :

- Nom de la commune et code INSEE (cf. Chap.3 p.9),
- nom de l'opérateur et de sa structure,
- espèces observées et éventuellement le nombre d'individus (emploi du référentiel TAXREF disponible sur demande au lien suivant : http://inpn.mnhn.fr/isb/download/contact_taxref.jsp,
- la date de l'observation.

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont :

- L'heure des prospections,
- Coordonnées X et Y amont et aval de la station où les écrevisses sont présents,
- Longueur de la station,
- Largeur et profondeur moyennes de la station,
- Température de l'eau, pH,
- Les écrevisses peuvent être mesurées et pesées individuellement. Elles peuvent être également sexées,
- Type d'habitat selon Reyjol et Roquelo (2002),
- Faciès d'écoulement selon Malavoi (2001),
- Vitesse du courant,
- Granulométrie selon Reyjol et Roquelo(2002).

4) Choix de la méthodologie à employer

Le Tableau 28 ci-après vise à faciliter le choix de la méthode à employer pour inventorier les crustacés décapodes.

Celle-ci tient compte de 2 critères :

- Le niveau de rendu visé ou souhaité en fonction des contraintes économiques et techniques, des objectifs fixés, etc. (cf. PARTIE 3. Rendus (livrables) p 17.
- Le rapport « bénéfice / coût » de la méthode. Pour ce second point, on tiendra compte du code couleur ci –après :
 - Vert : méthode peu coûteuse et peu chronophage pour obtenir des résultats,
 - Orange : méthode peu coûteuse mais assez chronophage pour obtenir des résultats ou méthode qui demande peu de temps pour obtenir des résultats mais économiquement coûteuse (besoins matériels, compétences techniques, etc.),
 - Rouge : méthode très coûteuse et / ou chronophage pour obtenir des résultats.

Tableau 28. Aide dans le choix de la méthode d’inventaire des Crustacés Décapodes (écrevisses)

	Pêche électrique	Pêche à la balance	Prospections nocturnes
Niveau 1			
Niveau 2			
Niveau 3			

Références bibliographiques

- FDPPMA48. 2008. Inventaire et cartographie des zones de présence de l'écrevisse à pieds blancs (*Austropotamobius pallipes*) – caractérisation des populations inventoriées et de l'habitat de l'espèce sur le site Natura2000 du Valdonnez (FR9102008). 23 p.
- Fenouil E. & Chaix J.C., 1985. Cycle biologique et comportement d'une population d'*Austropotamobius pallipes* (Lereboullet, 1858). *Ecologia Mediterranea*, XI (2/3), 3-23.
- Malavoi J.R. & Souchon Y., 2001. Description standardisée des principaux faciès d'écoulement observables en rivière : clé de détermination qualitative et mesures physiques, 16 p.
- Reyjol, Y. & Roqueplo, C. 2002. Répartition des écrevisses à pattes blanches *Austropotamobius pallipes* (Lereboullet, 1858) dans trois ruisseaux de Corrèze – observation particulière des juvéniles. *Bull. Fr. Pêche Piscic.* (2002) 367 : 741-755.
- Tachet, H., Richoux, P., Bournaud, M. & Usseglio-Polatera, P. 2006. Invertébrés d'eau douce-systématique, biologie, écologie. CNRS Editions. P 172.

II. Inventaire des Insectes

1) Odonates



Cliché 79. Calopteryx vierge *Calopteryx virgo* © Philippe Gourdain

Cliché 80. Leucorrhine douteuse *Leucorrhinia dubia* © Philippe Gourdain



Cliché 81. Leucorrhine à gros thorax *Leucorrhinia pectoralis* © Arnaud Tanguy

Cliché 82. Agrion de mercure *Coenagrion mercuriale* (Charpentier, 1840) © Philippe Gourdain

A) Présentation générale du groupe

Les odonates figurent parmi les espèces d'insectes les plus étudiées et les mieux connues. En France, sur une centaine d'espèces présentes, 12 bénéficient de mesures réglementaires.

Bien que la liste rouge nationale des odonates soit encore en cours d'élaboration, une version provisoire (Dommanget *et al.*, 2009) démontre que 23 espèces pourraient être considérées comme d'intérêt prioritaire du fait de leur statut de conservation défavorable en métropole.

Les odonates constituent de bon bio-indicateurs. Delzons (2010) rappelle que :

- leur biologie et leur biogéographie sont bien connues ;
- leur identification est facile au regard de celle des autres invertébrés aquatiques ;
- leur prise en compte entraîne celle d'autres groupes aux exigences écologiques similaires ou proches ;
- leurs exigences, différentes de celles des vertébrés, donne des informations complémentaires aux résultats amenés par d'autres méthodes ;
- elles peuvent mettre en évidence l'intérêt de certains micro-habitats difficilement évalués (Suintements, gouilles des tourbières à sphaigne, etc.).

B) Méthodes d'inventaires

Dans le cadre du programme ABC, 3 types de méthodes d'inventaire peuvent être envisagés pour les Odonates. La Figure 29 illustre de manière simplifiée ces diverses méthodes. Elles pourront se baser les recommandations du « Complément à l'inventaire des Libellules (Cilif). Toutes les informations sur ce programme sont disponibles au lien suivant : http://www.libellules.org/fra/fra_index.php rubrique « Méthodologie / protocole Cilif 2010 ».

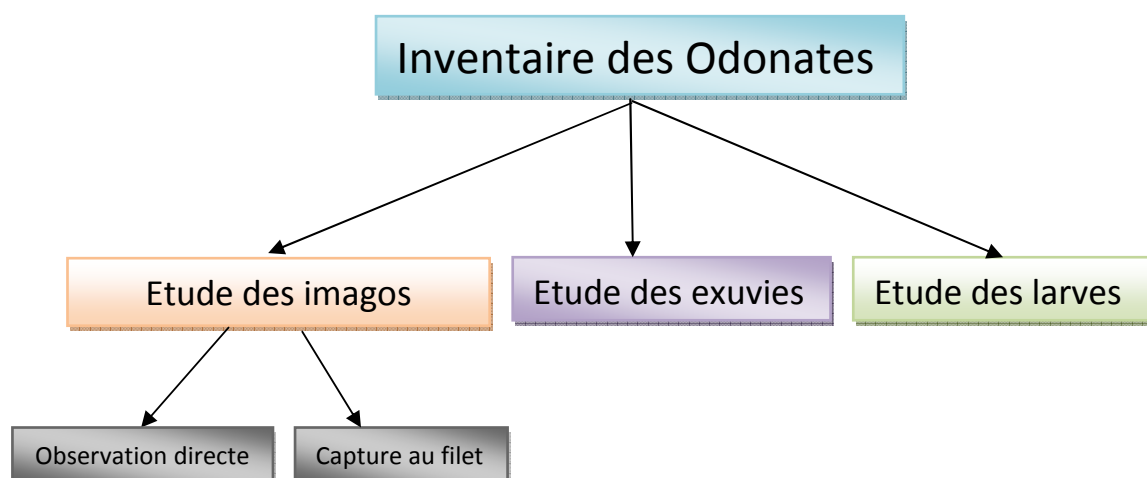


Figure 29. Méthodologie d'inventaire envisagée pour les Odonates dans le cadre du projet ABC.

1) Etude des imagos



Cliché 83. Libellule à 4 taches *Libellula quadrimaculata* © Philippe Gourdain

a) Avantages et inconvénients

Comme toute méthode, l'étude des imagos chez les Odonates présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 29. Avantages et inconvénients de l'étude des imagos chez les Odonates d'après la SFO.

Avantages	Inconvénients
Imagos aisément reconnaissables sur le terrain après capture à l'aide d'un filet	N'apporte pas toujours la preuve du caractère autochtone de l'espèce (cas des Anisoptères)
Identification de l'espèce sans réalisation d'une collecte de référence	N'apporte qu'une information simple : pas forcément représentatif de l'habitat, pas pertinent pour obtenir une information d'abondance
Nécessite peu de moyens financiers et matériels	Certaines espèces passent inaperçues
	Les résultats des relevés sont liés fortement aux conditions climatiques locales du moment
	Reconnaissance délicate de certains groupes

b) Application de la méthode

- Ou ?

Le tableau ci-dessous fournit des informations schématiques sur les grands types d’habitats à prospector pour inventorier les Odonates adultes.

Tableau 30. Les grands types d'habitats pour les Odonates adultes d'après SFO (http://www.libellules.org/fra/fra_index.php), modifié.

Grands types d'habitats pour les Odonates adultes	
Microhabitats (Zones de sources, suintements, réservoirs)	environnement du site (milieux terrestres...)
	milieu aquatique
Ruisselets et ruisseaux	environnement du site (milieux terrestres...)
	berges et lit du cours d'eau
Rivières et fleuves	environnement du site (milieux terrestres...)
	rives fortement végétalisées (broussailles, ronciers, ripisylves denses, etc.)
	rives dénudées, plages de sables, de gravier, de galets, petits hélophytes, talus
	enrochements, falaises, murs de soutien et autres constructions...
Mares	environnement du site (milieux terrestres...)
	très végétalisées (broussailles, ronciers, etc.)
	peu végétalisées (rives dénudées, petits hélophytes...)
Etangs, grands plans d'eau, lacs	environnement du site (milieux terrestres...)
	berges très végétalisées (broussailles, ronciers, etc.)
	roselières compactes (grands hélophytes : phragmites, typha...)
	berges nues ou peu végétalisées (rives dénudées, petits hélophytes, digues, pontons, et autres constructions...)
Tourbières à sphaignes	environnement du site (milieux terrestres...)
	fosses d'exploitations, fossés, rigoles et gouilles
	sphaignes vivantes (tapis flottants)

- **Quand ?**

Le tableau ci-dessous fournit des informations schématiques sur les périodes d'inventaire des Odonates adultes en fonction du type d'habitat à prospector. Celles-ci, données à titre indicatif, doivent être adaptées selon les caractéristiques du milieu étudié (altitude, situation climatique de l'année en cours, secteur biogéographique, etc.).

Tableau 31. Périodicité recommandée pour les relevés des Odonates adultes d'après SFO
(http://www.libellules.org/fra/fra_index.php), modifié.

Type d'habitats	Nombre de visites par / an	Période	Conditions
Habitats lenticques	6	V - X	10h30 à 15h30
			Temps ensoleillé
			Vent faible
Habitats lotiques	4	VI - IX	Températures :
			> 18°C & < 30°C sous abris

- **Comment ?**

L'observation des imagos peut se faire à faible distance avec une paire de jumelles. L'identification se base sur de nombreux critères morphologiques, parmi lesquels on peut citer la position des yeux, certains motifs, formes et couleurs sur les pattes, le thorax ou l'abdomen. De nombreux détails ne sont cependant observables qu'en main, et un filet de capture est indispensable.

La vitesse et l'agilité des libellules exigent un filet léger et relativement large. Les filets à papillons classiques conviennent parfaitement à la capture des Odonates (diamètre de 40-75 cm, manche d'1-2m, idéalement télescopique ou muni de rallonges). Le filet doit être suffisamment profond pour pouvoir se fermer par un repli de la poche sur l'arceau. Les libellules sont préférentiellement maintenues entre le pouce et l'index par les ailes pliées dorsalement. Les espèces de grande taille peuvent être maintenues par le thorax ou les pattes à condition que les trois pattes d'un même côté soient immobilisées (Dijkstra, 2007).

2) Etude des exuvies



Cliché 84. Exuvie d'Anax empereur *Anax imperator* © J.-M. Faton

a) Avantages et inconvénients

Comme toute méthode, l'étude des exuvies chez les Odonates présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 32. Avantages et inconvénients de l'étude des exuvies chez les Odonates d'après SFO (http://www.libellules.org/fra/fra_index.php).

Avantages	Inconvénients
Apporte la preuve du caractère autochtone de l'espèce dans l'habitat	Il s'agit d'un travail long, fastidieux et pénible qu'il faut pratiquer dans la mesure du possible avec un effectif minimal de 2 "récolteurs"
Apporte une image de l'importance des populations larvaires	Pour l'identification, l'utilisation d'une loupe binoculaire et de quelques instruments simples de laboratoire est nécessaire
Met en évidence la présence de certaines espèces discrètes, difficilement détectables à l'état imaginal	Pour certains genres de Zygoptères et même d'Anisoptères, il existe parfois des difficultés d'identification.
Permet un prélèvement sans nuisances pour les populations	Le piétinement des berges peut être néfaste à certains habitats
Peut être pratiqué par des non-spécialistes n'ayant qu'une simple formation	N'est possible que dans certains types d'habitats en raison de l'exubérance trop importante de la végétation hygrophile et terrestre présente; ne permet plus de trouver dans un laps de temps acceptable suffisamment d'exuvies
Il existe des ouvrages scientifiques permettant l'identification des exuvies au niveau de l'espèce ainsi que la détermination du sexe	
Permet un contrôle ultérieur en cas de doute (vérification des identifications par un tiers)	
Peut être pratiqué lors de conditions climatiques médiocres (défavorables à l'activité des imagos)	

b) Application de la méthode

- Ou ?

Le tableau ci-dessous fournit des informations schématiques sur les grands types d'habitats à prospecter pour collecter les exuvies d'Odonates.

Tableau 33. Les grands types d'habitats pour collecter les exuvies d'Odonates d'après SFO (http://www.libellules.org/fra/fra_index.php), modifié.

Grands types d'habitats pour les exuvies d'Odonates	
Microhabitats (zones de sources, suintements, réservoirs...)	milieu aquatique
Ruisselets et ruisseaux	berges et lit du cours d'eau
Rivières et fleuves	rives dénudées, plages de sables, de gravier, de galets, petits hélophytes, talus enrochements, falaises, murs de soutien et autres constructions...
Mares	peu végétalisées (rives dénudées, petits hélophytes...)
Etangs, grands plans d'eau, lacs	berges nues ou peu végétalisées (rives dénudées, petits hélophytes, digues, pontons, et autres constructions...
Tourbières à sphaignes	fosses d'exploitations, fossés, rigoles et gouilles

- **Quand ?**

Le tableau ci-dessous fournit des informations schématiques sur les périodes d'inventaire des exuvies d'Odonates en fonction du type d'habitat à prospecter. Celles-ci, données à titre indicatif, doivent être adaptées selon les caractéristiques du milieu étudié (altitude, situation climatique de l'année en cours, secteur biogéographique, etc.).

Tableau 34. Périodicité recommandée pour les relevées des exuvies d'Odonates d'après SFO (http://www.libellules.org/fra/fra_index.php), modifié.

Type d'habitats	Nombre de visites par / an	Période	Conditions
Habitats lenticques	2 ou 3	V - VII	8h30-12h00
			Temps non pluvieux
			Vent faible
Habitats lotiques	1 ou 2	V - VII	

- **Comment ?**

Les exuvies sont à rechercher dans la végétation ou sur les berges, et se récoltent à l'aide d'une pince souple. La recherche est à faire préférentiellement à partir d'une embarcation quand la navigation est possible. Cela permet entre autres d'éviter le piétinement des berges (Gretia, non daté). Pour déterminer l'espèce, on se référera aux travaux de Doucet (2010) et Heidemann *et al.* (2002).

3) Etude des larves

a) Avantages et inconvénients

Comme toute méthode, l'étude des larves chez les Odonates présente des avantages et des inconvénients. Ceux-ci sont mentionnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 35. Avantages et inconvénients de l'étude des larves chez les Odonates (d'après SFO, http://www.libellules.org/fra/fra_index.php).

Avantages	Inconvénients
Apporte la preuve du caractère autochtone de l'espèce dans l'habitat	Doit être réalisé avec prudence et modération afin de limiter au minimum le piétinement et le bouleversement des zones aquatiques
Apporte une image de l'importance des populations larvaires	
Met en évidence la présence de certaines espèces discrètes, difficilement détectables à l'état imaginal	Réclame davantage de temps si l'on englobe l'identification et / ou l'élevage en salle, mais en général moins de temps sur le terrain par rapport aux autres techniques.
Permet un contrôle ultérieur, car les échantillons sont généralement conservés en alcool à 70°	Nécessite des outils d'échantillonnage adaptés au milieu, du matériel et des produits destinés à l'identification des larves et leur conservation
Peut être pratiqué lors de conditions climatiques variées (sauf gel évidemment)	Les larves sont présentes sous la forme de différents stades. Les critères d'identification indiqués dans les ouvrages ne sont pas souvent fiables
L'élevage des larves peut être un palliatif pour obtenir une identification fiable des espèces)	Comme pour l'étude des exuvies, l'identification requiert des techniques en général particulières souvent pas intéressantes pour les naturalistes

b) Application de la méthode

- **Ou ?**

Les larves sont collectées dans les mêmes milieux que les exuvies. On se reportera pour plus de détail au Tableau 33 p 135.

- **Quand ?**

Les périodes les plus favorables à la collecte de larves sont renseignées dans le Tableau 36 ci-après.

Tableau 36. Périodicité recommandée pour la collecte de larves d'odonates.

Type d'habitats	Nombre de visites par / an	Période	Conditions
Habitats lenticques	0 ou 1	I-XII	le matin de préférence afin de permettre rapidement
Habitats lotiques	0 ou 1	I-XII	la mise en élevage

Un exemple de fiche pour l'inventaire des Odonates est disponible à l'Annexe XI.

Les paramètres à noter pour répondre aux objectifs du programme ABC sont similaire à ceux évoqués dans les précédents chapitres (cf. Chap.3 p.9) à savoir :

- Nom de la commune et code INSEE (cf. Chap.3 p.9),
- nom de l'opérateur et de sa structure,
- espèces observées et éventuellement le nombre d'individus (emploi du référentiel TAXREF disponible sur demande au lien suivant : http://inpn.mnhn.fr/isb/download/contact_taxref.jsp,
- la date de l'observation.

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont :

- L'heure des prospections,
- Coordonnées GPS des observations,
- La ou les méthodes d'inventaire employées.



Cliché 85. Milieux favorables aux Odonates avec plan d'eau stagnante, végétation hygrophile et réseaux de haies couplés à des réseaux de fossés. Commune de Faverney (70). © Philippe Gourdain.

C) Choix de la méthodologie à employer

Le Tableau 37 ci-après vise à faciliter le choix de la méthode à employer pour inventorier les Odonates.

Celle-ci tient compte de 2 critères :

- Le niveau de rendu visé ou souhaité en fonction des contraintes économiques et techniques, des objectifs fixés, etc. (cf. PARTIE 3. Rendus (livrables) p 17.
- Le rapport « bénéfice / coût » de la méthode. Pour ce second point, on tiendra compte du code couleur ci –après :
 - Vert : méthode peu coûteuse et peu chronophage pour obtenir des résultats,
 - Orange : méthode peu coûteuse mais assez chronophage pour obtenir des résultats ou méthode qui demande peu de temps pour obtenir des résultats mais économiquement coûteuse (besoins matériels, compétences techniques, etc.),
 - Rouge : méthode très coûteuse et / ou chronophage pour obtenir des résultats.

Tableau 37. Aide pour l’inventaire des Odonates. D’après Dupont (2010).

		Etude des imagos		Etude des exuvies	Etude des larves
		Observation directe	Capture au filet		
Anisoptères	Niveau 1				
	Niveau 2				*
	Niveau 3				*
Zygoptères	Niveau 1				
	Niveau 2	*	*		*
	Niveau 3	*	*		*

* = Méthode peut adaptée pour atteindre le niveau considéré.

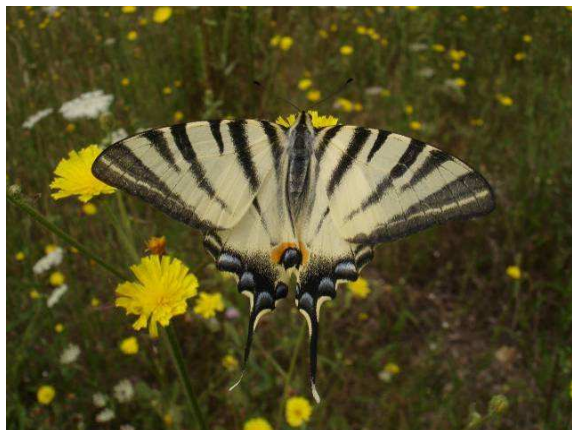
Nota. Les méthodes d’inventaire des Odonates sont rarement très coûteuses.

Dans le cadre du niveau 1, certaines espèces se reconnaissent à vue mais la vérification par capture avec le filet est souvent nécessaire. Dans le cadre du niveau 2, l’estimation des effectifs par observation directe n’est possible que pour les espèces facilement reconnaissables à vue.

Références bibliographiques

- Delzons O., 2010. Guide des méthodes d'évaluation écologique des milieux naturels. MNHN – UNICEM. 353 p. (à paraître).
- Dijkstra K.D.B., 2007. Guide des libellules de France et d'Europe. Les guides du naturaliste. Collection Delachaux-et-Niestlé. 320 p.
- Dommanget J.L., Prioul B., Gajdos A., Schoonbaert B., Williamson T., 2010. Complément à l'Inventaire des Libellules de France. Programme national de collecte des données odonatologiques « Cilif ». http://www.libellules.org/fra/fra_index.php
- Dommanget J.L., Prioul B., Gajdos A., Boudot J.P., 2009. *Document préparatoire à une liste rouge des Odonates de France métropolitaine complétée par la liste des espèces à suivi prioritaire*. Société Française d'Odonatologie (Sfonat). 47 p.
- Doucet G., 2010. Clé de détermination des exuvies des Odonates de France. Société Française d'Odonatologie. Fondation Nature & découvertes. 64 p.
- Dupont, P. coordination. 2010. Plan d'action national en faveur des Odonates. Office pour les insectes et leur environnement / Société Française d'Odonatologie – Ministère de l'Ecologie, de l'Energie, du Développement durable et de la Mer. 170 p.
- Gretia. Non daté. Odonates. 11 p.
http://www.gretia.org/dossiers_liens/nosact/inv_pdl/pdf/Fiches_taxons/Odonates.pdf
- Heidemann, H. & Seidenbuch, R. 2002. Larves et exuvies des libellules de France et d'Allemagne. Société française d'odonatologie, 415 p.

2) Lépidoptères Rhopalocères



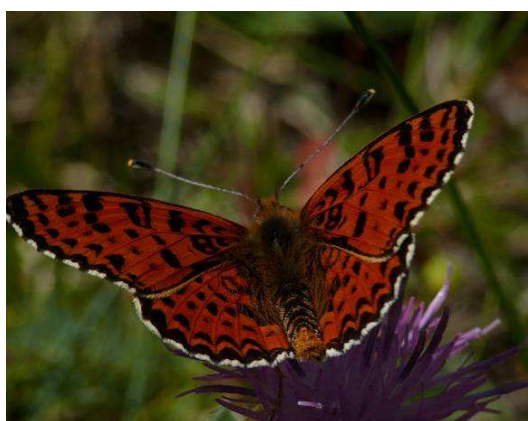
Cliché 86. Flambé *Iphiclides podalirius* © Olivier Delzons



Cliché 87. Petit paon de jour *Inachis io* © Olivier Delzons



Cliché 88. Sylvain azuré *Limenitis reducta* © Olivier Delzons



Cliché 89. Mélitée orangée *Melitaea didyma* © Renaud Puissauve



Cliché 90. Mélitée des Centaurées *Melitaea phoebe* © Olivier Delzons



Cliché 91. Gazé *Aporia crataegi* © Renaud Puissauve

A) Présentation générale

Les Lépidoptères rhopalocères, appelés plus communément papillons de jour figurent parmi les groupes d'insectes les plus utilisés en terme d'inventaires du fait de leur statut bio-indicateur. Ils occupent de nombreux milieux et leur identification est généralement relativement aisée.

B) Méthodes d'inventaire

Dans le cadre du programme ABC, 3 types de méthodes d'inventaire pour les lépidoptères peuvent être envisagées. La Figure 30 illustre de manière simplifiée ces diverses méthodes.

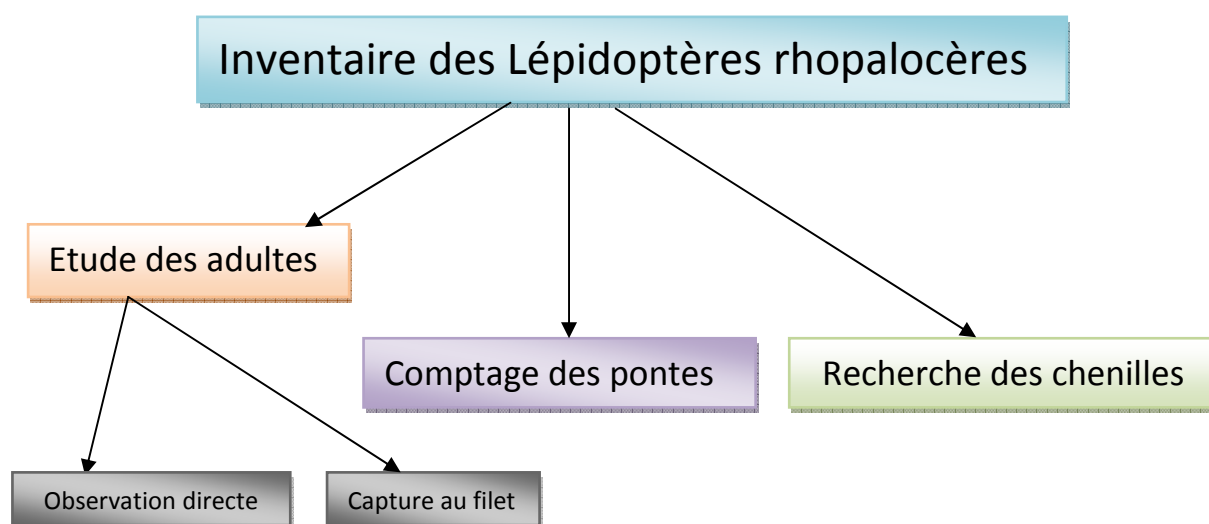


Figure 30. Méthodes d'inventaire des Lépidoptères rhopalocères envisagées dans le cadre du projet ABC

1) Capture à vue

La capture à vue est effectuée, lorsque les papillons diurnes sont en phase de vol, à l'aide d'un filet à papillons. Les individus sont recensés de manière aléatoire ou bien le long de transects. Cela permet d'obtenir une liste des espèces présente par milieu, si le transect est découpé en secteurs correspondants aux changements de végétation. Les papillons étant très mobiles et fuyant au moment de la capture, des allers et retours dans la surface à inventorier sont à préconiser (Demerges, 2002).

Il est possible de se rattacher au STERF (Suivi Temporel des Rhopalocères de France) pour mener les inventaires des papillons de jour (Gourdain *et al*, 2011). Le protocole complet est disponible sur <http://www2.mnhn.fr/vigie-nature/spip.php?rubrique4/>

2) Recherche de chenilles

Cette recherche nécessite une inspection fastidieuse des végétaux présents sur la zone d'inventaire. Néanmoins la présence de chenilles peut nous renseigner sur la présence de papillons difficiles à observer à l'état adulte dans des zones peu prospectables (Par exemple le Sylvandre *Hipparchia fagi*).



Clichés 92 et 93. Chenille et adulte de Diane *Zerynthia polyxena* © Renaud Puissauve



Cliché 94. Chenille de machaon *Papilio machaon* © Renaud Puissauve

Cliché 95. Machaon adulte *Papilio machaon* © Philippe Gourdain

3) Comptage de pontes

Cette méthode reste ciblée uniquement à certaines espèces de Rhopalocères comme *Maculinea alcon* (Chabrol et al., 1999), qui pond sur des Gentianes, principalement *Gentiana pneumonanthe* ou *Gentiana cruciata*.

Afin de réaliser un comptage exhaustif des œufs, seuls les cas des petites populations de gentiane sont pris en compte (moins d'une centaine de pieds, Dupont 2010).

La période de prospection la plus favorable est variable selon les régions. En montagne, au-dessus de 1500 m la période de vol de la majeure partie des espèces est resserrée sur les mois de juin, juillet et août.

Dans la zone méditerranéenne, la période de vol est très longue, de fin février à début novembre avec un pic d'espèces de début avril à fin juin. En dehors de la zone méditerranéenne et des régions montagneuses, la période de vol s'étend de mars à début octobre avec un pic d'espèces entre mai et août. Deux prospections pendant la période de vol maximale donnent des résultats satisfaisants en montagne. Pour les autres régions, 2 prospections pendant la période de vol maximale permettent le recensement de la majorité des espèces présentes. Cependant, les espèces dont la période de vol est précoce ou tardive, peuvent échapper à l'inventaire et cela peut concerner des espèces protégées.

Si on veut obtenir un inventaire assez exhaustif, 4 à 5 prospections par an sont préconisées. Sur les sites riches en espèces, il est préconisé de faire les prospections deux années de suite. Les prospections sur le terrain ne seront pertinentes que si elles sont réalisées dans des conditions météorologiques optimales, c'est-à-dire lors des journées ensoleillées, peu venteuses et sans précipitations. (Dupont, comm. pers.).

Un exemple de fiche pour l'inventaire des Lépidoptères rhopalocères est disponible en Annexe XII.

Les paramètres à noter obligatoirement pour répondre aux objectifs du programme ABC sont similaires à ceux évoqués dans les précédents chapitres (cf. Chap.3 p.9) à savoir :

- Nom de la commune et code INSEE (cf. Chap.3 p.9),
- nom de l'opérateur et de sa structure,
- Nom des espèces observées (emploi du référentiel TAXREF disponible sur demande au lien suivant : http://inpn.mnhn.fr/isb/download/contact_taxref.jsp,
- la date de l'observation.

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont :

- L'heure des prospections,
- Coordonnées GPS des observations,
- La ou les méthodes d'inventaire employées,
- Eventuellement le nombre d'individus.

C) Choix de la méthodologie à employer

Le Tableau 38 ci-après vise à faciliter le choix de la méthode à employer pour inventorier les Lépidoptères Rhopalocères.

Celle-ci tient compte de 2 critères :

- Le niveau de rendu visé ou souhaité en fonction des contraintes économiques et techniques, des objectifs fixés, etc. (cf. PARTIE 3. Rendus (livrables) p 17.
- Le rapport « bénéfice / coût » de la méthode. Pour ce second point, on tiendra compte du code couleur ci –après :
 - Vert : méthode peu coûteuse et peu chronophage pour obtenir des résultats,
 - Orange : méthode peu coûteuse mais assez chronophage pour obtenir des résultats ou méthode qui demande peu de temps pour obtenir des résultats mais économiquement coûteuse (besoins matériels, compétences techniques, etc.),
 - Rouge : méthode très coûteuse et / ou chronophage pour obtenir des résultats.

Tableau 38. Aide pour le choix des méthodes d’inventaires des Lépidoptères rhopalocères

	Adultes		Comptage des pontes	Recherche des chenilles
	Observation directe	Capture au filet		
Niveau 1				
Niveau 2				*
Niveau 3				*

* = Méthode peut adaptée pour atteindre le niveau d’exigence considéré.

Nota. Les méthodes d’inventaire des Lépidoptères Rhopalocères sont rarement très coûteuses.

Dans le cadre du niveau 1, certaines espèces se reconnaissent à vue mais la vérification par capture avec le filet est souvent nécessaire. Dans le cadre du niveau 2, l’estimation des effectifs par observation directe n’est possible que pour les espèces facilement reconnaissables à vue.

Références bibliographiques

- Chabrol, L., Gaillard, N., Delmas, S., Deschamps, P. 1999. *Préservation de Maculinea alcon (Lep, Lycaenidae) en Limousin : exemple de gestion écologique. Inventaire et cartographie des invertébrés comme contribution à la gestion des milieux naturels français*. Actes du séminaire tenu à Besançon les 8, 9 et 10 juillet 1999. Patrimoines naturels. pp 23-28.
- 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.
- Dupont, P. 2010. Plan National d'actions (PNA) en faveur des Maculinea. Document de travail (4 ème version avant validation CNPN). OPIE – DREAL Auvergne. 131 p.
- Gourdain P., Poncet L., Haffner P., Siblet J-P., Olivereau F. et Hèsse S., 2011. Cartographie Nationale des Enjeux Territorialisés de Biodiversité remarquable (CARNET B) - Inventaires de la biodiversité remarquable (volet 1. Faune) sur deux régions pilotes : La Lorraine et la région Centre. V.1.0. 213 p.

3) Orthoptères



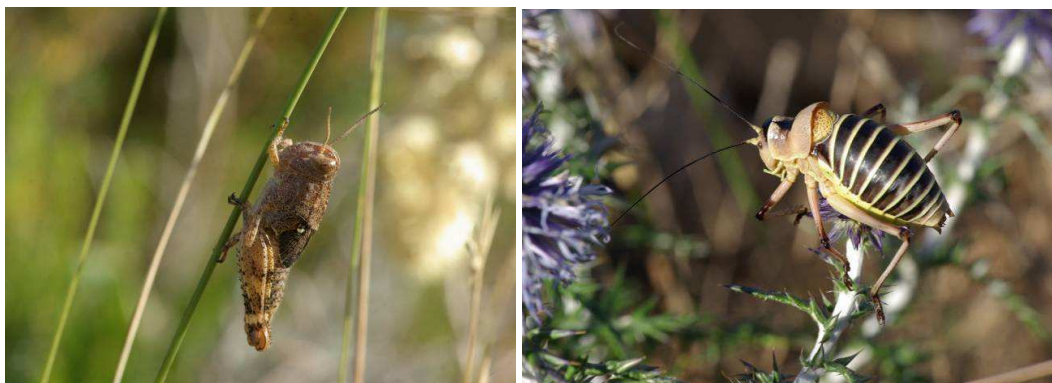
Cliché 96. Criquet ensanglanté femelle *Stetophyma grossum* © Arnaud Tanguy

Cliché 97. Criquet verdelet *Omocestus viridulus* © Arnaud Tanguy



Cliché 98. Conocéphale gracieux *Ruspolia nitidulus* © Olivier Delzons

Cliché 99. Courtilière *Gryllotalpa gryllotalpa* © Philippe Gourdain



Cliché 100. Criquet italien *Calliptamus italicus* © Philippe Gourdain

Cliché 101. Ephippigère du Vallespir *Ephippiger ephippiger cunii* © Philippe Gourdain

A) Présentation générales du groupe taxonomique

Encore relativement mal connu au niveau de son écologie et de sa biogéographie, le groupe des orthoptères (Criquets, Sauterelles, Grillons) comporte pourtant des nombreuses espèces menacées comme le mentionne une liste rouge publiée récemment par Sardet et Défaud (2004). Selon cette liste, 37% des 216 espèces et sous-espèces françaises méritent un état de veille.

Actuellement, peu d'espèces d'orthoptères bénéficient d'un statut juridique. En France, seule la Magicienne dentelée *Saga pedo* est inscrite à l'annexe IV de la Directive « Habitats-Faune-Flore » et figure sur la liste nationale des espèces protégées. Deux sous-espèces d'une autre espèce, endémiques du sud-est de la France, bénéficient elles aussi d'une protection nationale (*Prionotropis hystrix ssp rhodanica*, le Criquet rhodanien, et *Prionotropis hystrix ssp azami*, le Criquet des Grands-Plans ou Criquet hérisson).

Les Orthoptères sont de bons indicateurs de qualité, en particulier des milieux ouverts, par exemple en tant que ressources trophiques pour des oiseaux comme l'Outarde canepetière (Georges *et al.* 1999).

B) Méthodes d'inventaire

Dans le cadre du programme ABC, au moins 2 types de méthodes d'inventaire peuvent être envisagées pour les Orthoptères. Il s'agit de l'écoute des stridulations et des captures des individus à l'aide d'un filet fauchoir.

Les atlas des orthoptères déjà existant comme celui coordonné par Voisin (2003) serviront pour orienter les prospections sur le terrain.

1) Capture des Orthoptères

Le repérage à vue et la capture à l'aide d'un filet fauchoir représente la première méthode généralement employée pour la détermination des orthoptères. Toutefois, de nombreux auteurs signalent que les coups de filet donnent des résultats très décevants et que la seule méthode possible est de recourir à la capture à vue (d'après Puissant, 1999).

La capture des Orthoptères se fait à la main. Cette méthode peut se faire à n'importe quel moment de la journée sauf à l'aube. Les animaux sont en effet inactifs et donc particulièrement difficile à détecter à cette période en raison des températures trop basse.

Il faut cependant mentionner que la capture ne permet pas toujours une identification aisée des espèces à la physionomie proche comme chez le genre *Chorthippus*. Il est donc possible de déterminer les espèces au « chant » (le terme propre étant stridulation).

2) Ecoute des stridulations

L'oreille humaine percevant les sons dans une gamme de fréquence allant de 15-20 Hz jusqu'à 16-20kHz, un détecteur d'ultrasons sera nécessaire pour percevoir les stridulations de certaines espèces. Griboval (2005), rappelle que très globalement les criquets sont audibles car ils strident aux environs de 10 kHz. En revanche, les Sauterelles strident de 15 à 40 kHz, ce qui les rends fréquemment peu ou pas audibles.

Le détecteur d'ultrason permet de cibler rapidement sur le terrain les zones ou micro-zones habitées par des orthoptères et permet ainsi d'optimiser le temps de prospection. Selon Griboval (2005) ce matériel permet de réaliser des cartes de répartition de façon nettement plus rapide qu'auparavant. Il cite à titre d'exemple E. Boitier qui a inventorié plus d'une soixantaine de stations d'*Isophya pyrenaea* en Auvergne alors qu'un siècle de prospections antérieures n'avait livré que moins de 10 données (on se reportera pour plus de détail à ce sujet à Boitier, 2003 ; 2004).

Enfin, Griboval (2005) note que l'emploi d'un détecteur d'ultrasons minimise l'impact de l'observateur sur le milieu et les populations en évitant une recherche plus « interventionniste » (battages des végétaux, piétinements, etc.).

Le matériel utilisé pour la détection des Orthoptères peut être identique à celui utilisé pour l'inventaire des Chiroptères (Détecteur hétérodyne et détecteur à expansion de temps). On se reportera au chapitre 3) Détection des ultrasons p. 33 pour plus de précisions sur ces méthodes.



Figure 31. Exemple de sonagramme d'un Orthoptère, ici la stridulation d'un Criquet des pâtures *Chorthippus parallelus* (Zetterstedt, 1821). D'après Griboval (2005).

Il est possible en outre de conserver les sons captés dans le but de les comparer à des enregistrements de référence authentifiés (voir notamment Bellmann & Luquet, 2009). Pour ce faire un enregistreur Minidisc peut-être relié par un câble ad hoc au détecteur d'ultrasons (à préférer au magnétophone à cassette qui ne permet pas l'exploitation informatique des sons enregistrés).

Différents logiciels peuvent être employés pour l'analyse des sonagrammes. Certains sont très spécialisés dans le traitement et l'analyse de données (Avisoft, Batsound) mais aussi les plus

coûteux. Audacity est un logiciel gratuit, en français et assez complet tout à fait recommandable pour analyser, comparer et stocker les sons enregistrés. (Cf. Figure 31).

Il convient de rappeler malgré tout que la variabilité de certaines émissions sonores ne permet pas de conclure définitivement sur l'espèce recensée. On s'abstiendra donc en cas de doute de proposer une identité d'espèce.

- **Où ?**

Seront échantillonnés en priorité les milieux ouverts de types prairies de fauches, pâtures extensives, pelouses calcicoles, lisières forestières, végétation herbacée des bords de plans d'eau, zones humides, etc.

- **Quand ?**

Les prospections ont lieu pendant les heures chaudes de la journée. Des écoutes crépusculaires et nocturnes complètent les inventaires.

La période favorable pour l'inventaire des orthoptères s'étend du milieu du printemps jusqu'au milieu de l'automne avec un pic pendant les mois les plus chaud.

Au moins trois passages sont recommandés sur les secteurs les plus favorables aux espèces remarquables (prairies sèches, landes humides, etc.).

- **Comment ?**

Pour plus d'informations relatives à la méthodologie d'échantillonnage des Orthoptères au moyen d'un détecteur à ultrasons, on se référera au document de Boitier (2004).

- Les paramètres à noter

Les paramètres à recenser obligatoirement sur les fiches d'inventaires pour répondre aux objectifs du programme ABC sont les mêmes que ceux évoqués dans les précédents chapitres (cf. Chap.3 p.9) à savoir :

- Nom de la commune et code INSEE (cf. Chap.3 p. 9),
- nom de l'opérateur et de sa structure (coordinateur des inventaires),
- espèces observées et éventuellement le nombre d'individus (emploi du référentiel TAXREF disponible sur demande au lien suivant : http://inpn.mnhn.fr/isb/download/contact_taxref.jsp,
- la date de l'observation.

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont :

- L'heure des prospections,
- Coordonnées précise (GPS ou le numéro de parcelle) des observations,
- La ou les méthodes d'inventaire employées et le matériel utilisé ,
- Le nombre d'individus recensés pour chaque espèce,
- Les types d'habitats prospectés et leur état de conservation,
- Les informations relatives à la météoologie au moment des prospections (température, ensoleillement, vent, etc.),
- Il est également possible de fournir des photographies des espèces observées et / ou des séquences d'enregistrement sous forme de sonagramme.

Un exemple de fiche pour l'inventaire des Orthoptères est disponible à l'Annexe XIII.

C) Choix de la méthodologie à employer

Le Tableau 39 ci-après vise à faciliter le choix de la méthode à employer pour inventorier les Orthoptères.

Celle-ci tient compte de 2 critères :

- Le niveau de rendu visé ou souhaité en fonction des contraintes économiques et techniques, des objectifs fixés, etc. (cf. PARTIE 3. Rendus (livrables) p 17.
- Le rapport « bénéfice / coût » de la méthode. Pour ce second point, on tiendra compte du code couleur ci –après :
 - Vert : méthode peu coûteuse et peu chronophage pour obtenir des résultats,
 - Orange : méthode peu coûteuse mais assez chronophage pour obtenir des résultats ou méthode qui demande peu de temps pour obtenir des résultats mais économiquement coûteuse (besoins matériels, compétences techniques, etc.),
 - Rouge : méthode très coûteuse et / ou chronophage pour obtenir des résultats.

Tableau 39. Aide pour le choix de la méthode d’inventaire des Orthoptères.

	Capture	Détection des ultrasons*	
Niveau 1			
Niveau 2			
Niveau 3			

* dépendant du matériel utilisé.

Références bibliographiques

- Bellmann H. & Luquet G., 2009. Guide des sauterelles, grillons et criquets d'Europe occidentale. Ed. Delachaux & Niestlé. 383 p.
- Boitier E., 2003. A propos d'*Isophya pyrenaea* (Serville, 1839) dans le centre de la France : éléments chorologiques et écologiques (Orth. Tettigoniidae). Matériaux orthoptériques et entomocoenotiques, 8: 83-87.
- Boitier E., 2004. La recherche des ensifères (Orthoptera, Ensifera) au moyen d'un détecteur d'ultrasons : Aspects techniques et méthodologiques, possibilités actuelles. Saga, bulletin de liaison de l'association Miramella, 7 : 3-16.
- Georges A., Guéguen A. & Steine C., 1999. Coléoptères carabiques et Orthoptères des jachères en tant que ressources potentielles de l'Outarde canepetière (*Tetrax tetrax*). Inventaire et cartographie des Invertébrés comme contribution à la gestion des milieux naturels français. Actes du séminaire tenu à Besançon les 8, 9 et 10 juillet 1999. Patrimoines naturels : 209-214.
- Griboval A., 2005. Recherche sur le terrain et identification sonore des Orthoptères. Insectes, 137 (2): 19-22.
- Puissant, S. 1999. Les orthoptères comme indicateur de l'état de santé des milieux. OPIE LR : 19 p.
- Sardet, E. & Defaut, B. (coordinateurs), 2004. Les Orthoptères menacés en France. Liste rouge nationale et listes rouges par domaines biogéographiques. Matériaux orthoptériques et entomocénotiques, 9 : 125-137.
- Voisin J.-F. (coord.) 2003. - Atlas des Orthoptères et des Mantidés de France. Patrimoines Naturels, 60 Paris, MNHN. 104 p.



Cliché 102. Decticelle des sables *Platycleis sabulosa* Azam, 1901, espèce considérée comme menacée et à surveiller au niveau national d'après Sardet et Defaut, (2004) © Gourdain P.

Bibliographie générale

- ACEMAV coll., Duguet, R. & Melki, F. 2003. Les amphibiens de France, Belgique et Luxembourg. Collection Parthénope, édition Biotope, Mèze (France). 480 p.
- Afnor. 2005. Qualité de l'eau – Echantillonnage des poissons à l'aide de filets maillants – version française – CEN (Comité européen de normalisation). 27 p.
- Afnor. 2003. Qualité de l'eau – Echantillonnage des poissons à l'électricité – version française – CEN. 20 p.
- Anonyme, 2006. Protocole d'échantillonnage par pêche à l'électricité mis en œuvre dans le cadre du réseau de référence DCE. CSP.10 p.
- Arthur, L. & Lemaire, M. 2009. Les chauves-souris de France, Belgique et Luxembourg. Biotope, Meze, (collection Parthénope), Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris. 544 p.
- Atlas des oiseaux nicheurs de France métropolitaine. Mai 2009. Bulletin de liaison n°1. 16 p.
- Atlas des oiseaux nicheurs de France métropolitaine. Mars 2009. Guide méthodologique du participant – version 1. 18 p.
- Barataud, M. 1996. Balade dans l'inaudible – identification acoustique des chauves-souris de France. Editions Sittelle. 50p + 2 CD audio.
- Bat Conservation Trust. 2007. Bat Surveys – Good Practice Guidelines. Faber Maunsell – AECOM. 87 p.
- Belliard J., Ditché J.M. & Roset N. 2008. Guide pratique de mise en œuvre des opérations de pêche à l'électricité dans le cadre des réseaux de suivi des peuplements de poissons. ONEMA. 24 p.
- Bellmann H. & Luquet G., 2009. Guide des sauterelles, grillons et criquets d'Europe occidentale. Ed. Delachaux & Niestlé. 383 p.
- Bibby C. J., Burgess N. D. Hill D.A. Mustoe S.H. 2000. Bird Census Techniques. Second Edition. Ecoscope. Birdlife International. RSPB. British Trust for Ornithology. 302 p.
- Blondel, J. 1975. L'analyse des peuplements d'oiseaux, analyse d'un diagnostic écologique. I. La méthode des échantillonnages fréquents progressifs (EFP). La Terre et la Vie, 29, 533-289.
- Boitier E., 2003. A propos d'*Isophya pyrenaea* (Serville, 1839) dans le centre de la France : éléments chorologiques et écologiques (Orth. Tettigoniidae). Matériaux orthoptériques et entomocoenotiques, 8: 83-87.

- Boitier E., 2004. La recherche des ensifères (Orthoptera, Ensifera) au moyen d'un détecteur d'ultrasons : Aspects techniques et méthodologiques, possibilités actuelles. Saga, bulletin de liaison de l'association Miramella, 7 : 3-16.
- Caron, J., Renault, O., Le Galliard, J. F. 2010. Proposition d'un protocole standardisé pour l'inventaire des populations de reptiles sur la base d'une analyse de deux techniques d'inventaire. 23 p.
- Cemagref. 2006. Résumé et guide de lecture de la norme CEN prEN 14757 : échantillonnage piscicole à l'aide de filets multi-mailles – Groupement d'intérêt scientifique Plan d'eau, groupe de travail échantillonnage. 15 p.
- Chabrol, L., Gaillard, N., Delmas, S., Deschamps, P. 1999. Préservation de *Maculinea alcon* (Lep, Lycaenidae) en Limousin : exemple de gestion écologique. Inventaire et Cartographie des invertébrés comme contribution à la gestion des milieux naturels français. Actes du séminaire tenu à Besançon les 8, 9 et 10 juillet 1999. Patrimoines naturels. pp 23-28.
- Charissou, I., 1999. Identification des restes trouvés dans les pelotes de réjection des rapaces. *Epops*, 99(1) : 1-36.
- Cheylan, M. & coll. 1999. Plan de restauration pour la Tortue d'Hermann. Ministère du Territoire et de l'Environnement, Paris, version février 1999. 28 p.
- Churchfield, S., Barber, J. & Quinn, C.D. 2000. A new method for water shrews (*Neomys fodiens*) using baited tubes. *Mammal Rev.*, 30: 249-254.
- Daget, J. 1971. Echantillonnage des peuplements des poissons d'eau douce. Echantillonnage en milieu aquatique. Masson et Cie Editeurs. 25 p.
- Davis, D.E. 1982. Handbook of census methods for terrestrial vertebrates. In., Boca Raton, Florida, USA. Ed. CRC Press : 397 p
- De Lury, D.B. 1947. On the estimation of biological populations. *Biometrics*, 3, (4), 145-167.
- Delzons, O. 2010. Guide des méthodes de diagnostic écologique des milieux naturels. Muséum National d'Histoire Naturelle – UNICEM. 353 p. (à paraître).
- 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.
- Deux-Sèvres Nature Environnement. Non daté. Des reptiles sur une ancienne ligne de chemin de fer en Gâtine. 20 p.
- Dijkstra K.D.B., 2007. Guide des libellules de France et d'Europe. Les guides du naturaliste. Collection Delachaux-et-Niestlé. 320 p.

- Dommanget J.L., Prioul B., Gajdos A., Schoonbaert B., Williamson T., 2010. Complément à l'Inventaire des Libellules de France. Programme national de collecte des données odonatologiques « Cilif ». http://www.libellules.org/fra/fra_index.php
- Dommanget J.L., Prioul B., Gajdos A., Boudot J.P., 2009. Document préparatoire à une liste rouge des Odonates de France métropolitaine complétée par la liste des espèces à suivi prioritaire. Société Française d'Odonatologie (Sfonat). 47 p.
- Doucet G., 2010. Clé de détermination des exuvies des Odonates de France. Société Française d'Odonatologie. Fondation Nature & découvertes. 64 p.
- Drechler, A., Bock, D., Ortmann, D., Steinfartz, S. 2010. Ortmann's funnel trap – a highly efficient tool for monitoring amphibian species. Herpetology notes, volume 3: 13-2.
- Dupont, P. 2010. Plan National d'actions (PNA) en faveur des Maculinea. Document de travail (4ème version avant validation CNPN). OPIE – DREAL Auvergne. 131 p.
- Dupont, P. coordination. 2010. Plan d'action national en faveur des Odonates. Office pour les insectes et leur environnement / Société Française d'Odonatologie – Ministère de l'Ecologie, de l'Energie, du Développement durable et de la Mer. 170 p.
- Elissalde-Videment L., Horellou A., Humbert G. & Moret J., 2004. – Guide méthodologique sur la modernisation de l'inventaire des zones naturelles d'intérêt écologique, faunistique et floristique. Mise à jour 2004. Coll. Patrimoines Naturels. Muséum national d'Histoire naturelle. Paris. 73 p.
- Erome, G. & Aulagnier, S. 1982- Contribution à l'identification des proies des Rapaces - Bièvre, 4(2), 129-135. C.O.R.A, Université Lyon I, 69622 VILLEURBANNE CEDEX.
- FDPPMA44. 2006. Réseau de suivi piscicole du bassin versant de Grand-Lieu. Inventaires piscicoles par pêche électrique – campagne 2006. 52 p.
- FDPPMA48. 2008. Inventaire et cartographie des zones de présence de l'écrevisse à pieds blancs (*Austroptamobius pallipes*) – caractérisation des populations inventoriées et de l'habitat de l'espèce sur le site Natura2000 du Valdonnez (FR9102008). 23 p.
- Fenouil E. & Chaix J.C., 1985. Cycle biologique et comportement d'une population d'*Austroptamobius pallipes* (Lereboullet, 1858). *Ecologia Mediterranea*, XI (2/3), 3-23.
- Fenton, M.B. 1983. *Just Bats*. University of Toronto Press. Toronto. 165 p.
- Godineau, F. & Pain, D. 2007. Plan de restauration des Chiroptères en France métropolitaine, 2008 -2012. Société Française pour l'Etude et la Protection des Mammifères – Ministère de l'Ecologie, du Développement et de l'Aménagement direct. 147 p.
- Georges A., Guéguen A. & Steine C., 1999. Coléoptères carabiques et Orthoptères des jachères en tant que ressources potentielles de l'Outarde canepetière (*Tetrax tetrax*). Inventaire et cartographie des Invertébrés comme contribution à la gestion des milieux

naturels français. Actes du séminaire tenu à Besançon les 8, 9 et 10 juillet 1999. Patrimoines naturels : 209-214.

- Gourdain P., Poncet L., Haffner P., Siblet J-P., Olivereau F. et Hesse S., 2011. Cartographie Nationale des Enjeux Territorialisés de Biodiversité remarquable (CARNET B) - Inventaires de la biodiversité remarquable (volet 1. Faune) sur deux régions pilotes : La Lorraine et la région Centre. V.1.0. 213 p.
- Gourmand, A.-L. non daté. DELTA – Identification des Chiroptères de France. http://abriris.snv.jussieu.fr/chiroptères/liens_interfaces/Introduction_chiro.html
- Graitson, E. 2009. Guide de l'inventaire et du suivi des reptiles en Wallonie. Raîne – Natagora. 56 p.
- Graitson, E. & Naulleau, G. 2005. Les abris artificiels : un outil pour les inventaires herpétologiques et le suivi des populations de reptiles. Bull. Soc. Herp. Fr., 115 : 5-22.
- Gretia. Non daté. Odonates. 11 p.

http://www.gretia.org/dossiers_liens/nosact/inv_pdl/pdf/Fiches_taxons/Odonates.pdf

- Griboval A., 2005. Recherche sur le terrain et identification sonore des Orthoptères. Insectes, 137 (2): 19-22.
- Groupe Mammalogique Breton. 2009. Le Muscardin – Livret d'identification des indices de présence du Muscardin (*Muscardinus avellanarius*) – Lancement de l'enquête « Noisettes ». 4 p.
- Groupe Mammalogique Breton. 2008. Stage Campagnol Amphibie – Identification des Indices de présence du Campagnol Amphibie (*Arvicola sapidus*). 11 p.
- Heidemann, H. & Seidenbuch, R. 2002. Larves et exuvies des libellules de France et d'Allemagne. Société française d'odonatologie, 415 p.
- Holl M., & Ditche J-M., 2005 Formation « Pêche à l'électricité » - d'après Chancerel F. ONEMA. 70 p.
- Hutson, A.M. & Mickelburgh, S. 1988. Bats underground: a conservation code. Flore and Fauna Preservation. Society, London, United Kingdom. 30 p.
- Jiguet, F. & Julliard, R. 2003. Instructions pour le programme STOC – EPS. 16p.
- Kerth G., Kiefer A., Trappmann C. & Weishaar M., 2003. High gene diversity at swarming sites suggest hot spots for gene flow in the endangered Bechstein's bat. Conservation Genetic 4: 491-499.
- Larrieu, L. 2005. Inventaire de Chiroptères. Etude Biodiversité Hèches – CRPF Midi-Pyrénées. 25 p.
- Lettre n°18 du réseau Chevêche d'Ile-de-France. 2010. Le bilan de l'année 2010. 10 p.

- Lustrat, P. 1997. Biais dus aux techniques d'étude des Chiroptères en activité de chasse en milieu forestier. ARVICOLA t. IX, n°1 : 7-10.
- Malavoi J.R. & Souchon Y., 2001. Description standardisée des principaux faciès d'écoulement observables en rivière : clé de détermination qualitative et mesures physiques, 16 p.
- Marchesi, P., Blant, M., Capt, S. 2008. Mammifères identification. CSCF – Fauna Helvetica. 296 p.
- Marinosci, C. 2010. Atlas régional de mammifères sauvages : méthodologie pour une étude de faisabilité dans la région Provence-Alpe-Côtes d'Azur. LPO PACA – Université Paul Cézanne. 66 p.
- MEEDDM. non daté. Plan national d'actions en faveur de la Tortue d'Hermann Testudo hermanni hermanni. 2009 – 2014. 138 p.
- Mitchell-Jones, A.J. & McLeish, A.P. 2004. Bat worker's manual 3rd Edition. Joint Nature Conservation Committee. 179 p.
- Naulleau, G. non daté. Plan d'actions reptiles et amphibiens. II.2.3 Mise au point de suivi de population : la méthode des abris artificiels. 27 p.
- Naulleau G., Bonnet X., Lucchini D., Lourdaïs O. & Thiburce C., 2000. Rôle de la pose de plaques sur le sol dans l'inventaire herpétologique. Communication au 28ème congrès de la Société Herpétologique de France, Limoges.
- Nelva, A., Persat, H. & Chessel, D. 1979. Une nouvelle méthode d'étude des peuplements ichtyologiques dans les grands cours d'eau par échantillonnage ponctuel d'abondance. Compte rendu de l'Académie des Sciences. III – Vie. Vol 289 : 1295-1298.
- Nyssen, P. 2009. Le son chez les chauves-souris. Plecotus. Natagora. 34 p.
- Paris, M. 2006. Mise en place d'un protocole de suivi des amphibiens de la Réserve Naturelle de l'île de Girard et la Corne des Epiciers.- Fiches de terrain. 5 p.
- Poncet L. 2009. Structuration des données et métadonnées faune, flore, habitat relatives aux grandes infrastructures linéaires terrestres. Note méthodologique – 5 mai 2009. MNHN – SPN. 7 p.
- Priol, P. (coord.). 2009. Guide technique pour la conservation de la Cistude d'Europeen Aquitaine. Cistude Nature. 174 p.
- Puissant, S. 1999. Les orthoptères comme indicateur de l'état de santé des milieux. OPIE LR : 19 p.
- Reading, C.J. 1997. A proposed standard method for surveying reptiles on dryland heath. J. Appl. Ecol., 34: 1057-1069.

- Réseau Chevêche Ile-de-France., 2010. Protocole du recensement Chevêche en Ile-de-France. 7 p.
- Reyjol Y. & Roqueplo C., 2002. Répartition des écrevisses à pattes blanches *Austropotamobius pallipes* (Lereboullet, 1858) dans trois ruisseaux de Corrèze – observation particulière des juvéniles. Bull. Fr. Pêche Piscic. (2002) 367 : 741-755.
- Rolland Ch. 2008 - CORA Faune Sauvage- Clé d'identification des micro-mammifères de Rhône-Alpes, Identification à partir des restes osseux contenus dans les pelotes de réjection des rapaces. 54 p.
- SANDRE. 2005. Description des données relatives aux mesures poissons par pêche aux filets, des plans d'eau. Thème : Plan d'eau. Version 1. 44 p.
- Sardet, E. & Defaut, B. (coordinateurs), 2004. Les Orthoptères menacés en France. Liste rouge nationale et listes rouges par domaines biogéographiques. Matériaux orthoptériques et entomocénotiques, 9 : 125-137.
- SHF, CNRS, EPHE, ONF, MNHN. 2011. Suivi temporel des Reptiles: phase de test en 2011. Version du 31 mars 2011. 3 p.
- Société Herpétologique de France. 2010. Protocole de suivi des populations d'amphibiens. Estimer et comprendre les évolutions de l'état de la batrachofaune française. 8 p. <http://lashf.fr/suivi-amphibiens.php>
- Soubelet, A. 2010. Validation des protocoles de collecte des données sur les petits carnivores de la région Midi-Pyrénées afin de cartographier leur répartition. Nature Midi-Pyrénées. Université Paul Sabatier – Master « Gestion de la Biodiversité ». 60 p.
- Sourp E., Boitier E. & Heyrman E., 2006. Expérience d'évaluation de l'enjeu environnemental relatif aux chauves-souris des anciennes cavités minières du Livradois-Forez in Legrand R., Bernard M. & Bernard T., 2006. - Recueil d'expériences : étudier, préserver les Chauves-souris en Auvergne autour des bâtiments, des souterrains, des ouvrages d'art et des milieux naturels. Conservatoire des Espaces et Paysages d'Auvergne, Chauve-Souris Auvergne, p 34 - 41.
- Spitz, F. 1969. L'échantillonnage des populations de petits mammifères. In Problèmes d'écologie : l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres ; p153-188.
- Tachet, H., Richoux, P., Bournaud, M. & Usseglio-Polatera, P. 2006. Invertébrés d'eau douce-systématique, biologie, écologie. CNRS Editions. 172 p.
- Thomas, D. W. 1995. Hibernating bats are sensitive to noncontact human disturbance. Journal of Mammalogy, 76(3):940-946.
- UICN France., MNHN. et SHF. 2008. La liste rouge des espèces menacées en France, selon les catégories et critères de l'UICN. Chapitre Reptiles et amphibiens de France métropolitaine. Dossier de presse. Paris. 8 p.

- Vacher, J.P & Geniez, M. (coords). 2010. Les Reptiles de France, Belgique, Luxembourg et Suisse. Biotope, Mèze (Collection Parthénopé) ; Muséum national d'Histoire naturelle, Paris, 544 p.
- Van Laere, P. 2008. L'écholocation chez les chauves-souris. Université Paris 13. 25 p.
http://www.inpes.sante.fr/10000/themes/vaccination/guide/pdf/p2/v16_rage.pdf
- Verkem S., Van der Wijden B. & Nyssen, P. 2008. Manuel d'utilisation de l'expansion de temps pour débutants – Plecotus. 45 p.
- Voisin J.-F. (coord.) 2003. - Atlas des Orthoptères et des Mantidés de France. Patrimoines Naturels, 60 Paris, MNHN. 104 p.
- Zingg, P.E. & Maurizio, R. 1991. Die Fledermäuse (Mammalia : Chiroptera) des Val Bregaglia. Jber. Natf. Graubünden 106 : 43-88.

• Liste des sigles utilisés

AAPPMA : Association Agrée pour la Pêche et de Protection des Milieux Aquatiques

ABC : Atlas de la Biodiversité dans les Communes

AFNOR : Association Française de Normalisation

ALF : Association des Lépidoptéristes de France : <http://www.lepido-france.fr/lalf/>

ARPE : Agence Régionale pour l'Environnement

CEEP : Conservatoire Etudes et Ecosystèmes de Provence

CEMAGREF : Centre national du Machinisme Agricole, du Génie Rural, des Eaux et Forêts

CEN : Comité européen de normalisation

CERSP : Conservation des Espèces, Restauration et Suivi des Populations :
<http://www2.mnhn.fr/cersp/>

CNRS : Centre National de la Recherche Scientifique

CPEPESC : Commission de Protection des Eaux, du Patrimoine, de l'Environnement, du Sous-sol, et des Chiroptères

CRBPO : Centre de Recherches par le Bagueage des Populations d'Oiseaux :
<http://www2.mnhn.fr/crbpo/>

DEB : Direction de l'Eau et de la Biodiversité

DGALN : Direction Générale de l'Aménagement, du Logement et de la Nature

DREAL : Direction Régionale de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement
(réunion des anciennes DIREN, DRE et DRIRE)

- DIREN : Direction Régionale de l'Environnement
- DRE : Direction Régionale de l'Équipement
- DRIRE : Direction Régionale de l'Industrie et de la Recherche

EFKO : Elektrofischfanggeräte GmbH

EPA : Echantillonnage Ponctuel d'Abondance

EPHE : Ecole Pratique des Hautes Etudes

FDPPMA : Fédération Départementale pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique

- FDPPMA43 : Fédération de la Haute-Loire pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique : <http://www.pechehauteloire.fr/index.php#>

- **FDPPMA44** : Fédération de Loire-Atlantique pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique : <http://www.federationpeche.fr/44/>

- **FDPPMA48** : Fédération de la Lozère pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique : <http://www.federationpeche.fr/48/>

FUNDP : Facultés Universitaires Notre-Dame de la Paix

IPA : Indice Ponctuel d'Abondance

IPR : Indice Poissons Rivières

LEHNA : Laboratoire d'Ecologie des Hydrosystèmes Naturels et Anthropisés (CNRS UMR 5023 de l'Université de Lyon 1).

LPO : Ligue de Protection des Oiseaux : <http://www.lpo.fr/>

MEEDDM : Ministère de l'Ecologie, de l'Energie, du Développement Durable et de la Mer

MEDDTL (Ex – MEEDDM) : Ministère de l'Ecologie, du Développement Durable, du Transport et du Logement.

MNHN : Muséum National d'Histoire Naturelle

LPO : Ligue de Protection des Oiseaux

ONCFS : Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage : <http://www.oncfs.gouv.fr/>

ONEMA : Office National de l'Eau et des Milieux Aquatiques (9 Délégations interrégionales) : <http://www.onema.fr/IMG/pdf/Organigramme072010.pdf>

- **DAST** : Direction Action Scientifique et Technique
- **DIR 4** : Délégation Interrégionale Centre, Poitou-Charentes (basée à Orléans avec une antenne à Poitiers)

ONF : Office National des Forêts

OPIE : Office Pour les Insectes et leur Environnement : <http://www.insectes.org/opie/monde-des-insectes.html>

PNA : Plan National d'Action

PNR : Parc Naturel Régional

SANDRE : Service d'Administration Nationale des Données et Référentiels sur l'Eau : <http://sandre.eaufrance.fr/>

SEOF : Société d'Etudes Ornithologiques de France

SEPNB : Société pour l'Etude et la Protection de la Nature en Bretagne

SFEPM : Société Française pour l'Etude et la Protection des Mammifères

SFO : Société Française d'Odonatologie : http://www.libellules.org/fra/fra_index.php

SHF : Société Herpétologique de France : <http://lashf.fr/>

SMAEMV : Syndicat Mixte d'Aménagement et de l'Equipement du Mont Ventoux

SOPTOM : Station d'Observation et de protection des tortues des Maures

SPN (Service du MNHN) : Service du Patrimoine Naturel : <http://www.mnhn.fr/spn/>

STERF : Suivi Temporel des Rhopalocères de France

STOC EPS : Suivi Temporel des Oiseaux Communs par Echantillonnage Ponctuel Simple

UICN : Union Internationale pour la Conservation de la Nature : <http://www.uicn.fr/>

UMR : Unité Mixte de Recherche

ANNEXES

Annexe I.a. Formulaire de demande d'autorisation de capture d'espèces protégées



N° 11631*01

DEMANDE D'AUTORISATION DE CAPTURE OU D'ENLEVEMENT A DES FINS SCIENTIFIQUES DE SPECIMENS D'ESPECES ANIMALES PROTEGEES

Titre I du livre IV du code de l'environnement
Arrêté du 22 décembre 1999 fixant les conditions de demande et d'instruction
des autorisations exceptionnelles d'activités portant sur des spécimens d'espèces protégées

A. IDENTIFICATION DU DEMANDEUR	
Nom et Prénom :
ou Dénomination (pour les personnes morales) :
Nom et Prénom du mandataire (le cas échéant) :
Adresse :	N° Rue
	Commune
	Code postal
Nature des activités :

Qualification :

B. IDENTIFICATION DES SPECIMENS		
Nom scientifique Nom commun	Quantité	Description (1)
B1		
B2		
B3		
B4		
B5		

(1) sexe, signes particuliers

C. FINALITE DE LA CAPTURE OU DE L'ENLEVEMENT *			
Inventaire	<input type="checkbox"/>	Etude parasitologique	<input type="checkbox"/>
Suivi de population	<input type="checkbox"/>	Etude génétique	<input type="checkbox"/>
Etude écoéthologique	<input type="checkbox"/>	Etude biométrique	<input type="checkbox"/>
Sauvetage	<input type="checkbox"/>	Autres	<input type="checkbox"/>
Préciser le programme scientifique dans lequel s'inscrit la demande, l'objectif, les méthodes, les résultats attendus, la portée locale, régionale ou nationale :			
.....			
.....			
.....			
Suite sur papier libre			

Annexe I.b. Nomenclature des statuts de propriété

- 00 Indéterminé
- 01 Propriété privée (personne physique)
- 05 Propriété d'une association, groupement ou société
- 10 Etablissement public
- 20 Collectivité territoriale (sans plus de précision)
- 21 Domaine privé d'une collectivité territoriale
- 22 Domaine public d'une collectivité territoriale
- 30 Domaine communal
- 31 Domaine privé communal
- 32 Domaine public communal
- 40 Domaine départemental
- 41 Domaine privé départemental
- 42 Domaine public départemental
- 50 Domaine régional
- 51 Domaine privé régional
- 52 Domaine public régional
- 60 Domaine de l'Etat
- 61 Domaine privé de l'Etat (y compris forêt domaniale)
- 62 Domaine public de l'Etat
- 63 Domaine public fluvial
- 64 Domaine public maritime
- 65 Concession privative du domaine public
- 70 Eaux territoriales
- 75 Zone d'intérêt économique
- 80 Eaux internationales

Annexe I.c. Nomenclature des mesures de protection

00 Indéterminé

01 Aucune protection

PROTECTIONS FONCIERES :

11 Terrain acquis par le Conservatoire de l'Espace Littoral et des Rivages Lacustres

12 Périmètre d'acquisition approuvé par le Conservatoire de l'Espace Littoral et des Rivages Lacustres

13 Terrain acquis par un département grâce à la Taxe Départementale sur les Espaces Naturels Sensibles

14 Zone de préemption d'un département

15 Terrain acquis par une fondation, une association, un conservatoire des sites

16 Terrain acquis par un syndicat mixte de Parc Naturel Régional

17 Zone ND du POS

18 Espace Boisé Classé

19 Zone de préemption du Conservatoire de l'Espace Littoral et des Rivages Lacustres

21 Forêt domaniale

22 Forêt non domaniale bénéficiant du régime forestier

23 Réserve Biologique Domaniale dirigée

24 Réserve Biologique Domaniale intégrale

25 Réserve Biologique Forestière dirigée

26 Réserve Biologique Forestière intégrale

PROTECTIONS REGLEMENTAIRES NATIONALES :

31 Site inscrit selon la loi de 1930

32 Site classé selon la loi de 1930

- 33 Parc national, zone centrale
- 34 Parc national, zone périphérique
- 35 Réserve intégrale de Parc National
- 36 Réserve naturelle ¹
- 37 Réserve naturelle volontaire ²
- 38 Arrêté Préfectoral de Biotope
- 40 Zone protégée au titre de la Loi montagne
- 41 Zone protégée au titre de la Loi littoral
- 42 Réserve naturelle conventionnelle
- 39 Forêt de protection
- 50 Réserve de chasse et de faune sauvage
- 51 Réserve nationale de chasse et de faune sauvage
- 52 Réserve de chasse et de faune sauvage d'ACCA
- 53 Réserve de chasse et de faune sauvage du domaine public fluvial
- 54 Réserve de chasse et de faune sauvage du domaine public maritime
- 55 Réserve de pêche

¹ Devenue avec la loi de démocratie de proximité : « réserve naturelle nationale »

² Devenue avec la loi de démocratie de proximité : « réserve naturelle régionale » ou pour la Corse « réserve naturelle de la collectivité territoriale de Corse »

DESIGNATIONS INTERNATIONALES

- 61 Zone de Protection Spéciale (Directive Oiseaux)
- 62 Zone Spéciale de Conservation (Directive Habitat)
- 63 Réserve de Biosphère, zone centrale
- 64 Réserve de Biosphère, zone tampon
- 65 Réserve de Biosphère, zone de transition
- 66 Réserve Biogénétique du Conseil de l'Europe, zone centrale

67 Réserve Biogénétique du Conseil de l'Europe, zone tampon

CONVENTIONS INTERNATIONALES :

71 Zone de la Convention du Patrimoine Mondial

72 Zone de la Convention de RAMSAR (zones humides)

73 Zone de la Convention de Barcelone (Méditerranée)

74 Zone de la Convention de Carthagène (Caraïbes)

75 Zone de la Convention Alpine

PROTECTIONS CONTRACTUELLES ET DIVERSES :

80 Parc Naturel Régional

81 Zone sous convention de gestion

82 Zone bénéficiant d'OGAF-Environnement (Article 19)

83 Zone bénéficiant d'autres mesures agri-environnementales

84 Zone de Protection du Patrimoine Architectural Urbain

85 Zone de Protection du Patrimoine Architectural Urbain et Paysager

86 Zone de Protection (loi de 1930)

87 Abord de monument historique

88 Secteur sauvegardé

89 Refuge - réserve libre

Annexe I.d. Nomenclature des facteurs influençant la zone

Cette nomenclature hiérarchisée permet un niveau de précision en fonction des informations disponibles. Chaque facteur est codé par 3 chiffres selon un ordre d'importance décroissante. Il est recommandé de ne transcrire ces précisions qu'en fonction de l'information déjà existante, elles ne doivent pas nécessairement faire l'objet de recherches complémentaires.

10.0- IMPLANTATION, MODIFICATION OU FONCTIONNEMENT D'INFRASTRUCTURES ET AMENAGEMENTS LOURDS.

- 11.0- habitat humain, zone urbanisée.
- 12.0- zone industrielle ou commerciale.
- 13.0- infrastructure linéaire, réseaux de communication.
- 13.1- route
- 13.2- autoroute
- 13.3- voie ferrée, TGV
- 13.4- aéroport, aérodrome, héliport
- 13.5- transport d'énergie
- 14.0- extraction de matériaux.
- 15.0- dépôt de matériaux, décharge.
- 16.0- équipement sportif et de loisirs.
- 17.0- infrastructure et équipement agricole.

20.0- POLLUTIONS ET NUISANCES.

- 21.0- rejets de substances polluantes dans les eaux.
- 22.0- rejets de substances polluantes dans les sols.
- 23.0- rejets de substances polluantes dans l'atmosphère.
- 24.0- nuisances sonores.
- 25.0- nuisances liées à la surfréquentation, au piétinement.
- 26.0- vandalisme.

30.0- PRATIQUES LIEES A LA GESTION DES EAUX.

31.0- comblement, assèchement, drainage, poldérisation des zones humides.

32.0- mise en eau, submersion, création de plan d'eau.

33.0- modification des fonds, des courants.

34.0- création ou modification des berges et des digues, îles et îlots artificiels, remblais et déblais, fossés.

35.0- entretien des rivières, canaux, fossés, plans d'eau.

36.0- modification du fonctionnement hydraulique.

37.0- action sur la végétation immergée, flottante ou amphibie, y compris faucardage et démottage.

38.0- aménagement liés à la pisciculture ou à l'aquaculture.

39.0- pêche professionnelle.

40.0- PRATIQUES AGRICOLES ET PASTORALES.

41.0- mise en culture, travaux du sol.

42.0- débroussaillage, suppression des haies et des bosquets, remembrement et travaux connexes.

43.0- jachère, abandon provisoire.

44.0- traitement de fertilisation et pesticides.

45.0- pâturage.

46.0- suppression ou entretien de la végétation, fauchage et fenaison.

46.1- écobuage

46.2- étrépage

46.3- fauchage

47.0- abandon de systèmes cultureux et pastoraux, apparition de friches.

48.0- plantation de haies et de bosquets

50.0- PRATIQUES ET TRAVAUX FORESTIERS.

51.0- coupes, abattages, arrachages et déboisements.

52.0- taille, élagage.

53.0- plantation, semis et travaux connexes.

54.0- entretien liés à la sylviculture, nettoyage, épandage.

55.0- autre aménagement forestier, accueil du public, création de pistes.

60.0- PRATIQUES LIEES AUX LOISIRS.

61.0- sport et loisirs de plein-air.

62.0- chasse.

63.0- pêche.

64.0- cueillette et ramassage.

70.0- PRATIQUES DE GESTION OU D'EXPLOITATION DES ESPECES ET HABITATS.

71.0- prélèvement organisé sur la faune ou la flore.

72.0- introduction, gestion ou limitation des populations.

72.1- introduction

72.2- réintroduction

72.3- renforcements de population

72.4- limitation, tirs sélectif

73.0- gestion des habitats pour l'accueil et l'information du public.

80.0- PROCESSUS NATURELS ABIOTIQUES.

81.0- érosion.

82.0- atterrissement, envasement, assèchement.

83.0- submersion.

84.0- mouvement de terrain.

85.0- incendie.

86.0- catastrophe naturelle.

90.0- PROCESSUS NATURELS BIOLOGIQUES.

91.0- évolution écologique, eutrophisation, acidification, envahissement d'une espèce ou d'un groupe, appauvrissement, enrichissement.

91.1- atterrissement

91.2- eutrophisation

91.3- acidification

91.4- envahissement d'une espèce

91.5- fermeture du milieu

92.0- relations interspécifiques avec impact sur la faune.

92.1- compétition

92.2- prédation

92.3- antagonisme / espèce introduite

92.4- antagonisme / espèce domestique



93.0- relations interspécifiques avec impact sur la flore.

93.1- compétition

93.2- impact d'herbivores

93.3- antagonisme / espèce introduite

Annexe II. Fiches d'inventaires des chiroptères (d'après le groupe de travail Plecotus)

 		PLECOTUS Fiche d'observation	
Observateur(s) :			
Date :			
Localisation :			
Joindre un plan si nécessaire (localisation dans le site, parties du site prospectées ou non...)			
Province :			
Commune :			
Ancienne commune :			
Lieu-dit :			
Coord. Lambert :			
ou Coord. UTM (1 x 1 km) :			
Coord. CWPSS :			
Type de gîte :			
Liste : glacière - bunker - fort - ardoisière/carrière - tunnel - grotte naturelle - cave grenier - comble d'église - clocher - arbre creux - nichoir - volet - autre... - pas dans un gîte			
Type d'observation :			
Liste : visu - cadavre - capture - détecteur - visu + détecteur - crottes fraîches - autres...			
Microclimat (facultatif) :			
Température à l'ext. :			
Température à l'int. :			
Humidité à l'ext. :			
Humidité à l'int. :			
Comportement :			
Liste : léthargie - vol simple - chasse - repos diurne - accouplement - autre...			
Remarque(s) :			
Eventuellement, référence bibliographique d'un article associé à l'observation			

Annexe III.a. Exemple de fiches de relevés stations



AVRIL 2008

BORDEREAU D'INVENTAIRE GENERAL

Région Centre

Conservatoire botanique national du Bassin parisien - Muséum national d'Histoire naturelle
61, rue Buffon - 75005 PARIS - Tél. 01 40 79 35 54 - Fax 01 40 79 35 53
Mail : cbnbp@mnhn.fr

Validé ☐
Saisi ☐
Carto/GPS ☐
Commanditaire(s) ☐ aucun

Cartographie

- ☐ oui
☐ non
☐ GPS

IDENTIFIANT

Observateur(s) (organisme) :

Date observation (j/m/a) :/...../.....

Numéro personnel station
(initiale - (a/m/j) - numéro perso) -/...../..... -

STATION (un seul choix possible par rubrique)

Géomorphologie (échelle kilométrique) :

- | | | | | |
|-------------------------------------|---|--|--|---------------------------------------|
| <input type="checkbox"/> Lit majeur | <input type="checkbox"/> Ile lacustre ou fluviale | <input type="checkbox"/> Colline | <input type="checkbox"/> Cuesta | <input type="checkbox"/> Eboulis |
| <input type="checkbox"/> Lit mineur | <input type="checkbox"/> Vallon | <input type="checkbox"/> Butte témoin, butte | <input type="checkbox"/> Crête | <input type="checkbox"/> Combe |
| <input type="checkbox"/> Bras mort | <input type="checkbox"/> Vallée | <input type="checkbox"/> Plaine, bassin | <input type="checkbox"/> Falaise continentale | <input type="checkbox"/> Gorge, ravin |
| <input type="checkbox"/> Confluence | <input type="checkbox"/> Terrasse alluviale | <input type="checkbox"/> Plateau | <input type="checkbox"/> Affleurements rocheux | <input type="checkbox"/> Versant |

Espaces anthropiques :

- | | | | | | |
|--|------------------------------------|---|--|--------------------------------|-----------------------------------|
| <input type="checkbox"/> Chemin, layon | <input type="checkbox"/> Fossé | <input type="checkbox"/> Surface artificielle | <input type="checkbox"/> Bord de route | <input type="checkbox"/> Canal | <input type="checkbox"/> Carrière |
| <input type="checkbox"/> Levée, digue, berge | <input type="checkbox"/> Mur, bâti | <input type="checkbox"/> Talus | <input type="checkbox"/> Voie ferrée | | |

Roche mère (cartes géologiques) :

- | | | | | | |
|-----------------------------------|------------------------------------|---|--|---|-------------------------------------|
| <input type="checkbox"/> Argiles | <input type="checkbox"/> Calcaires | <input type="checkbox"/> Gneiss | <input type="checkbox"/> Granites | <input type="checkbox"/> Sables calcaires | <input type="checkbox"/> Alluvions |
| <input type="checkbox"/> Grès | <input type="checkbox"/> Limons | <input type="checkbox"/> Marnes | <input type="checkbox"/> Schistes | <input type="checkbox"/> Sables non calcaires | <input type="checkbox"/> Colluvions |
| <input type="checkbox"/> Remblais | <input type="checkbox"/> Meulière | <input type="checkbox"/> Roches magmatiques | <input type="checkbox"/> Roches métamorphiques | <input type="checkbox"/> Tourbe | |

MILIEU (Corine Biotopes) (plusieurs choix seulement si impossibilité de faire le relevé dans un seul habitat)

2 - MILIEUX AQUATIQUES NON MARINS

- | | |
|---|---|
| <input type="checkbox"/> 22. Eaux douces stagnantes (lacs, étangs et mares) | <input type="checkbox"/> 24. Eaux courantes (cours d'eau) |
|---|---|

3 - LANDES, FRUTICEES, PELOUSES ET PRAIRIES

- | | |
|--|---|
| <input type="checkbox"/> 31. Landes et fruticées | <input type="checkbox"/> 34. Steppes et prairies calcaires sèches |
| <input type="checkbox"/> 35. Prairies siliceuses sèches (acides, sables décalcifiés) | <input type="checkbox"/> 37. Prairies humides et mégaphorbiaies |
| <input type="checkbox"/> 38. Prairies mésophiles | |

4 - FORETS

- | | |
|---|--|
| <input type="checkbox"/> 41. Forêts caducifoliées | <input type="checkbox"/> 44. Forêts riveraines, forêts et fourrés très humides |
|---|--|

5 - TOURBIERES ET MARAIS

- | | |
|--|--|
| <input type="checkbox"/> 51. Tourbières hautes (acides, ombrotrophes) | <input type="checkbox"/> 53. Végétation de ceinture du bord des eaux (roselière, cariçaie) |
| <input type="checkbox"/> 54. Bas marais, tourbières de transition et sources | |

6 - ROCHERS CONTINENTAUX, EBOULIS ET SABLES

- | | |
|--|--|
| <input type="checkbox"/> 61. Eboulis (surfaces instables) | <input type="checkbox"/> 62. Falaises continentales et rochers exposés (et dalles rocheuses) |
| <input type="checkbox"/> 64. Dunes sableuses continentales | |

8 - TERRES AGRICOLES ET PAYSAGES ARTIFICIELS

- | | |
|---|--|
| <input type="checkbox"/> 81. Prairies améliorées (pâturage intensif) | <input type="checkbox"/> 82. Cultures |
| <input type="checkbox"/> 83. Vergers, bosquets et plantations (culture de ligneux) | <input type="checkbox"/> 84. Alignements d'arbres, haies, petits bois, bocages |
| <input type="checkbox"/> 85. Parcs urbains et grands jardins (espaces récréatifs) | <input type="checkbox"/> 86. Villes, villages et sites industriels (carrières) |
| <input type="checkbox"/> 87. Terrains en friche et terrains vagues (jachères, zones rudérales, bords de route, espaces interstitiels) | <input type="checkbox"/> 89. Lagunes et réservoirs industriels, canaux |

Description générale du milieu :

.....
.....
.....

Code :		.								%	Code :		.							%
Code :		.								%	Code :		.							%

LOCALISATION

Commune : Dept. :
Lieu-dit :
Commentaire :

Annexe III.b. Exemple de fiches d'inventaires ornithologiques (STOC EPS)

FICHE RELEVÉ - STOC-EPS

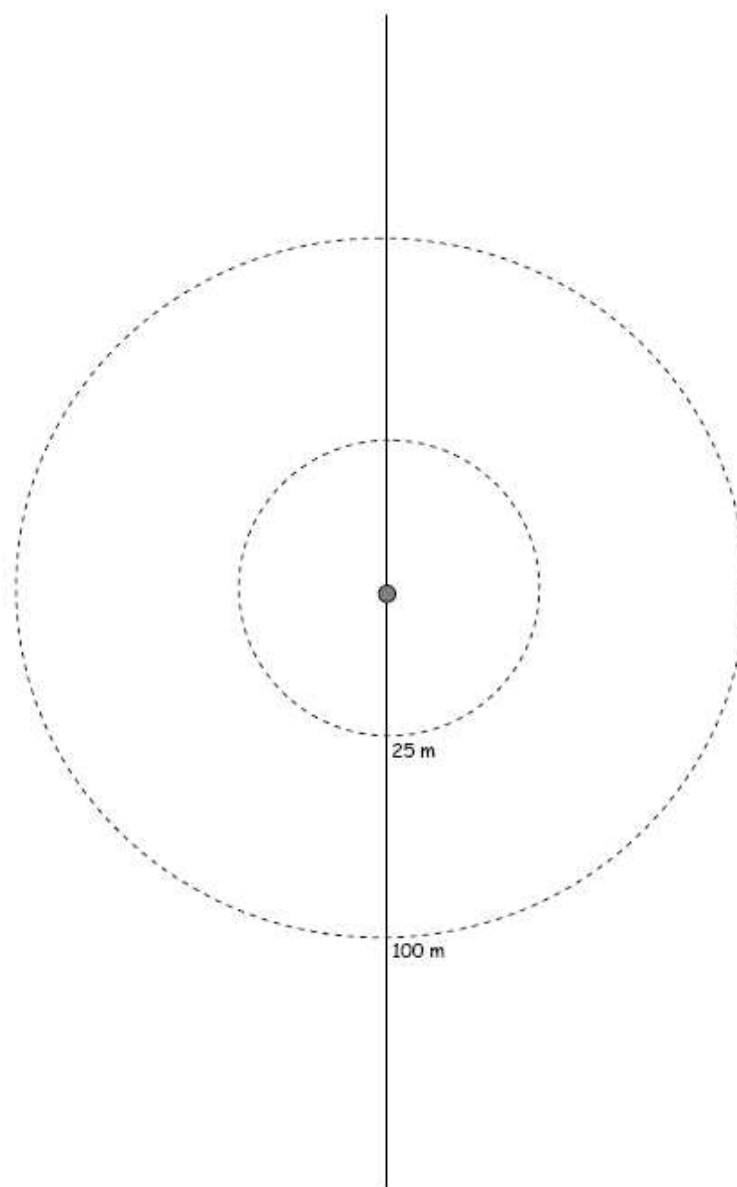
[illegible]

**REPRESENTATION D'UN POINT D'ECOUTE POUR NOTER LES CONTACTS
STOC-EPS**

N° POINT :

HEURE DEBUT :

METEO :



Annexe IV. Exemple de fiche pour l'inventaire des amphibiens et des reptiles

INVENTAIRE NATIONAL DES AMPHIBIENS ET REPTILES Société Herpétologique de France S.P.N./I.E.G.B./M.N.H.N.		Observateur Nom _____ Prénom _____ Adresse _____ _____ Association ou Organisme _____ Déterminateur _____	Réserve SPN _____ Origine des données Terrain <input type="checkbox"/> Collection* <input type="checkbox"/> Littérature* <input type="checkbox"/>																																																																
Date ou période d'observation jour mois année _____ _____																																																																			
Localisation Département (nom et/ou code) : _____ Commune : _____ Code INSEE Lieu précis (lieu-dit ou localité la plus proche indiqué sur la carte IGN) : _____ <hr/> <div style="display: flex; justify-content: space-between;"> <div>Coordonnées :</div> <div>Longitude :</div> <div>Latitude :</div> <div>Precision de localisation</div> </div> <div style="display: flex; justify-content: space-between; align-items: flex-start;"> <div style="text-align: left;"> grades/Paris _____ W ou E </div> <div style="text-align: center;"> gr _____ ' </div> <div style="text-align: center;"> gr _____ ' </div> <div style="text-align: right;"> <input type="checkbox"/> 1/2 dgr <input type="checkbox"/> cgr <input type="checkbox"/> 1/2 cgr <input type="checkbox"/> mgr </div> </div> <div style="display: flex; justify-content: space-between; align-items: flex-start;"> <div style="text-align: left;"> degrés/Greenwich _____ ' </div> <div style="text-align: center;"> o ' " </div> <div style="text-align: center;"> o ' " </div> <div style="border: 1px solid black; padding: 2px;"> <table style="border-collapse: collapse; text-align: center;"> <tr><td>1</td><td>2</td><td>3</td><td>4</td></tr> <tr><td>5</td><td>6</td><td>7</td><td>8</td></tr> </table> </div> </div> <div style="display: flex; justify-content: space-between; align-items: center; margin-top: 5px;"> <div>Carte IGN 1/50 000 e : _____</div> <div>Cadran : _____</div> </div> <div style="display: flex; justify-content: space-between; align-items: flex-start; margin-top: 5px;"> <div>Altitude précise ou fourchette : (très important en zone de montagne)</div> <div>_____</div> </div>				1	2	3	4	5	6	7	8																																																								
1	2	3	4																																																																
5	6	7	8																																																																
<table style="width: 100%; border-collapse: collapse;"> <thead> <tr> <th style="width: 15%;">Espèces :</th> <th style="width: 35%;">Nom scientifique</th> <th style="width: 20%;">Nature du contact</th> <th style="width: 30%;">Stade, sexe et abondance</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td style="background-color: #cccccc; text-align: center;">1</td> <td>_____</td> <td style="text-align: center;">____</td> <td style="text-align: center;"> <table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table> </td> </tr> <tr> <td style="background-color: #cccccc; text-align: center;">2</td> <td>_____</td> <td style="text-align: center;">____</td> <td style="text-align: center;"> <table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table> </td> </tr> <tr> <td style="background-color: #cccccc; text-align: center;">3</td> <td>_____</td> <td style="text-align: center;">____</td> <td style="text-align: center;"> <table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table> </td> </tr> <tr> <td style="background-color: #cccccc; text-align: center;">4</td> <td>_____</td> <td style="text-align: center;">____</td> <td style="text-align: center;"> <table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table> </td> </tr> <tr> <td style="background-color: #cccccc; text-align: center;">5</td> <td>_____</td> <td style="text-align: center;">____</td> <td style="text-align: center;"> <table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table> </td> </tr> <tr> <td style="background-color: #cccccc; text-align: center;">6</td> <td>_____</td> <td style="text-align: center;">____</td> <td style="text-align: center;"> <table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table> </td> </tr> </tbody> </table>				Espèces :	Nom scientifique	Nature du contact	Stade, sexe et abondance	1	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po	2	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po	3	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po	4	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po	5	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po	6	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po
Espèces :	Nom scientifique	Nature du contact	Stade, sexe et abondance																																																																
1	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																										
Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																														
2	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																										
Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																														
3	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																										
Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																														
4	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																										
Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																														
5	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																										
Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																														
6	_____	____	<table style="display: inline-table; border-collapse: collapse;"> <tr><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ad</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ma</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Fe</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Ju</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">La</td><td style="border: 1px solid black; padding: 2px;">Po</td></tr> </table>	Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																										
Ad	Ma	Fe	Ju	La	Po																																																														
Nature du contact: 1: entendu; 2: enregistré; 3: vu; 4: photographié; 5: capturé, relâché; 6: trouvé mort; 7: reste conservé; 8: mue Abondance: 1: individu isolé; 2: 2 à 10 individus; 3: + de 10 individus (Ad : adulte, Ma : mâle, Fe femelle, Ju : juvénile, La : larve, Po : ponte)																																																																			
Informations complémentaires (*références de l'article, *collection de dépôt, autres) : _____ _____ _____																																																																			

Rubrique concernant la S.H.F. (à remplir obligatoirement)

- ☐ J'accepte que la SHF autorise l'utilisation des données brutes de cette fiche pour des travaux de recherche ou des opérations de conservation.
- ☐ Je n'accepte pas que la SHF autorise l'utilisation des données brutes de cette fiche pour des travaux de recherche ou des opérations de conservation.

Inventaire national des Amphibiens et des Reptiles de France **Instructions d'utilisation de la fiche d'inventaire**

Les zones en grisé seront remplies par le SPN

Date ou période d'observation

Obligatoire (même sous la forme d'une fourchette assez large). A défaut d'être précise, la date peut se réduire à mois/année, année seule, fourchette mois/année, fourchette année.

Période : une période est définie par une fourchette de date. Utiliser la ligne du haut pour la date la plus ancienne.

Ex : 13 mars 1997 Entre mai et août 1995

Observateur

Adresse et téléphone, au moins sur la première fiche d'un lot. Nom du déterminateur si différent de l'observateur.

Origine des données

Cocher la case correspondante. Si collection, indiquer le lieu de dépôt dans la rubrique "information complémentaire". Si littérature, indiquer les références dans la rubrique "information complémentaire".

Localisation

Département : obligatoire pour identifier la commune sans ambiguïté.

Commune en toutes lettres : obligatoire.

Lieu-dit : si possible. Dans ce cas, préciser le type de carte utilisé (marque et échelle).

Aidera à valider une localisation ou à retrouver une commune.

Coordonnées en grade : cocher la précision de localisation.

Ex : Longitude : Latitude : ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐

☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐

Ex : Longitude : Latitude : ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐

☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐ ☐

Coordonnées en degrés : pour ceux qui le souhaitent (utilisateurs de GPS par exemple), il est possible de fournir les coordonnées en degrés. La conversion degrés/grades sera réalisée par le SPN. Inscrire les coordonnées sous la forme de degrés / minutes / secondes (ne pas employer de décimales).

Numéro de carte IGN 1/50000^e quand il est connu (facultatif mais préférable si les coordonnées ne peuvent être calculées et si la commune est à cheval sur deux cartes). Idem pour le huitième de carte (à cocher) car celui-ci fourni au moins les coordonnées au décimètre et précise la localisation quand la commune est à cheval sur deux huitièmes. Enfin, ces éléments permettent de retrouver plus facilement une localité pour validation.

Altitude précise ou sous la forme d'une fourchette (dans ce cas, porter l'altitude la plus basse dans le peigne de gauche).

Les localisations distantes de plus de 2 km sont considérées comme des sites différents et doivent être transcrites sur des fiches séparées (décision du collège scientifique de l'inventaire national). Toutefois si deux sites distants de moins de 2 km sont individualisés et nommés avec précision, ils peuvent faire l'objet de deux fiches différentes (lieux-dits précis par exemple). Pour les Amphibiens, une fiche par site de reproduction sera remplie.

Espèces

Nom scientifique en toutes lettres.

Cas particulier du groupe des grenouilles « vertes » : il y aura un numéro de code particulier pour les grenouilles « vertes » indéterminées. Ne donner le nom scientifique que lorsque l'espèce est déterminée avec certitude. Sinon, mentionner simplement : grenouille « verte ».

Nature du contact codé à l'aide d'un chiffre (cf. fiche). Si plusieurs natures de contact pour une espèce donnée, utiliser plusieurs cases (au maximum trois). Dans le cas où une espèce de détermination délicate a été photographiée, joindre si possible la photographie.

Stade, sexe et abondance : l'abondance est codée dans la case correspondant au stade ou au sexe (cf. fiche). Si plusieurs stades et sexes observés pour une espèce donnée, possibilité d'utiliser plusieurs cases. L'information d'abondance est demandée car c'est un critère de validation très utile.

Si plus de six espèces observées sur le site, utiliser une deuxième fiche.

Informations complémentaires

Collection, références bibliographiques, et/ou toute autre information précisant la localisation (par exemple, distance par rapport à un point facilement repérable sur une carte) ou justifiant la détermination dans le cas où celle-ci est délicate (milieu où l'espèce a été rencontrée, critères morphologiques déterminants, etc.).

Rubrique concernant la S.H.F.

Cas d'autorisation d'utilisation à remplir obligatoirement. Selon la décision du Collège scientifique, l'inventeur d'une donnée accorde ou non l'autorisation d'une utilisation plus large de la donnée pour des travaux de recherche ou des opérations de conservation.

Remarques

Les données déjà transmises à la SHF ne doivent pas être transcrites à nouveau sur ces fiches. Néanmoins, les données non encore transmises doivent être transcrites sur les nouvelles fiches. Celles-ci sont précieuses pour analyser l'évolution de la répartition des espèces.

Les données déjà informatisées sont les bienvenues. Si vous envisagez un transfert de vos données sur disque, contactez le SPN pour en connaître les modalités techniques.

Il existe des grilles (transparents) de lecture pour calculer les coordonnées en grade à partir des cartes IGN (1/25000^e, 1/50000^e, 1/100000^e ou Michelin (1/200000^e). Les coordinateurs régionaux possèdent le jeu de leur région. Vous pouvez aussi les demander au SPN en précisant le modèle de carte et la région prospectée.

Adresses utiles

Coordination nationale

Service du Patrimoine Naturel	Jean LESQUIRE
IE.G.B.	Laboratoire Reptiles Amphibiens
Muséum National d'Histoire Naturelle	Muséum National d'Histoire Naturelle
57, rue Cuvier	57, rue Cuvier
75231 PARIS Cedex 05	75231 PARIS Cedex 05
Tél : 01 40 79 32 74	Tél : 01 40 79 34 95

Annexe V. Fiche de sécurité dans le cas d'une pêche électrique



Office national de l'eau
et des milieux aquatiques
•
délégation interrégionale
Nord-Pas-de-Calais, Picardie, Ile-de-France,
Haute et Basse-Normandie

ETUDE de SECURITE - PECHE à L'ELECTRICITE

Date prévue pour la réalisation de la pêche :29/04/09 (matin).....

Objectif de l'opération : ... Inventaire du peuplement de poissons Pêche (2 passages)

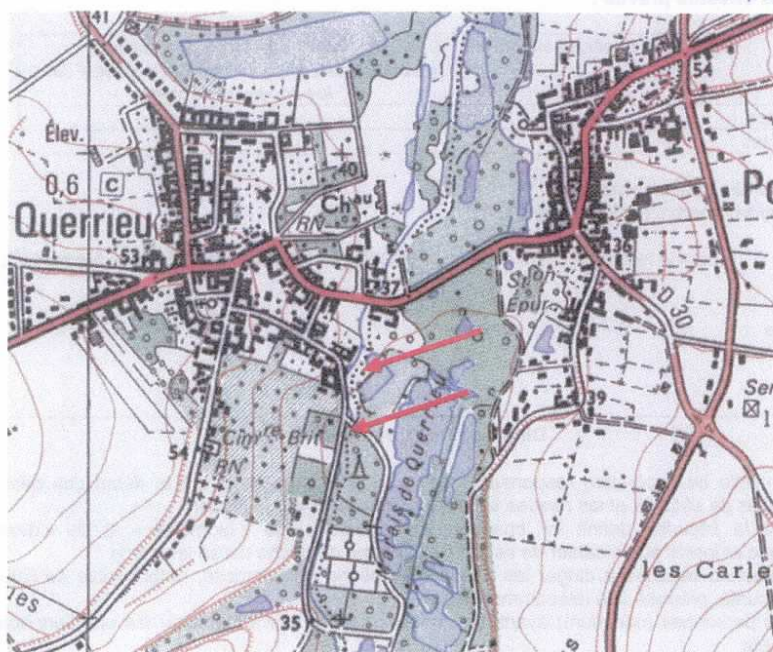
S'il est prévu d'accueillir du public, le préciser en complément de l'objectif 1^{er} et préciser dans « risques spécifiques » les mesures particulières mises en œuvre sur le chantier (balisage, personnel dédié, etc.).

Localisation de l'opération : Cours d'eau : ...HALLUE..

Département :Somme...

Commune : ...Querrieu.....

Lieu-dit : ...Camping...



Stationnement des véhicules (à préciser) : ... possible sur un petit parking devant l'entrée du camping (pas de danger pour le stationnement)....

Si le stationnement des véhicules sur le bord d'une route présentant des dangers, mise en place de dispositifs de signalisation et du balisage spécifique

Message d'alerte (faire le 18 ou le 112)

Moyens d'alerte disponibles (Portable/Autres à préciser) : le téléphone portable passe

« Le chantier est situé entre Amiens et Albert, à Querrieu, à l'entrée du camping. Dans Querrieu, prendre la deuxième rue à droite puis la première à gauche jusqu'au camping.

Si la transmission du message nécessite de s'éloigner du lieu de l'accident, n'oubliez pas avant de partir, de bien mémoriser la situation (cause de l'accident, nombre de victimes, état de conscience,...).

Matériel utilisé : 1 Héron

Nb. d'anodes :2..... Nb. d'enrouleurs..... 1 à 2.....

Liaison entre l'équipe de pêche et le responsable du moteur : (visuelle / radio, à préciser) : ..visuelle et radio ..

Existence sur la station pêchée de **RISQUES SPECIFIQUES** : ...Pas de risque directement associé à la pratique de la pêche, mais le tronçon est en bordure de rue et il pourrait y avoir un public nombreux (camping, vacances scolaires)

Si pêche en bateau, Nb. et type de bateau(x) : Néant.....

Localisation de la mise à l'eau :

Présence d'un chef de bord (parmi les agents de la BD) :

Récapitulatif des effectifs prévus :

	Formés à la pêche électrique	Non formés à la pêche électrique (en aucun cas, elles ne devront pénétrer dans les zones de danger)
Stagiaires	19	-
Bénévoles	0	-

responsable sécurité : Ludovic Hucherot
secouristes : Camille Albertini et Michel Perdrix

Fiche établie par : ... Ludovic Hucherot.....
le 28/04/09.....

le Délégué Régional de l'ONEMA, Michel HOLL

Vue et corrigée le

RAPPELS

Direction de l'opération

Le responsable de l'opération responsable de la sécurité rappelle avant le début des pêches les consignes générales de sécurité et les risques spécifiques encourus sur la station.

Il organise la sécurité, définit les chantiers de « pêche », de « biométrie » et de « description d'habitat », désigne et inscrit sur le cahier de sécurité du groupe de pêche utilisé les noms :

- ✓ De la personne habilitée à diriger les chantier de pêche à l'électricité, responsable de l'atelier de pêche et de la sécurité, préposé à la télécommande ;
- ✓ Des deux personnes (minimum) ayant reçu une formation pour administrer les premiers soins aux victimes d'accidents.

Equipements de protection Individuelle (E.P.I) des participants à la pêche :

- L'ensemble des personnes participant au chantier de pêche et toute personne désirant y accéder, sont tenus d'être équipés de waders, cuissardes ou de bottes, ainsi que de gants de protection électrique en bon état et protégeant contre la tension mise en jeu lors de la pêche.
- Les personnes non formées à la pêche électrique et participant au chantier de pêche devront porter des bottes et travailler uniquement sur la berge.
(Elles seront affectées aux transport des poissons vers les viviers de stockages ou à la biométrie ; en aucun cas, elles ne devront pénétrer dans l'eau de la station pêchée.)
- Avant le démarrage du chantier, le chef de chantier devra s'assurer du bon état (validation du contrôle technique) et de la fonctionnalité, après branchement, du matériel électrique utilisé (notamment câbles, prolongateurs, connecteurs,...).

Annexe VI. Fiche station dans le cas d'une pêche électrique 1/2

Renseignements généraux		Date : <input type="text"/>
Station : <input type="text"/>		Nom du cours d'eau : <input type="text"/>
Affluent de : <input type="text"/>		
Département <input type="text"/>	Commune <input type="text"/>	Code INSEE commune <input type="text"/>
Lieu-dit <input type="text"/>	Limites <input type="text"/>	Agence de l'Eau / District <input type="text"/>
Longueur station (m) <input type="text"/>	Nature du cours d'eau : Domaine public fluvial <input type="checkbox"/> Domaine privé <input type="checkbox"/>	Code hydrologique du tronçon <input type="text"/>
Catégorie piscicole 1ière <input type="checkbox"/> 2ième <input type="checkbox"/> Autre <input type="checkbox"/>		Pk aval (Km) <input type="text"/>
		Abscisse (km) <input type="text"/>
		Ordonnée (km) <input type="text"/>
		Altitude (m) <input type="text"/>
		Distance à la source (Km) <input type="text"/>
		Distance à la mer (Km) <input type="text"/>
		Section mouillée (m2) <input type="text"/>
		Module inter-annuel (m3/ s) <input type="text"/>
		Débit minimum mensuel (m3/ s) <input type="text"/>
		Pente IGN (‰) <input type="text"/>
		Pente de la ligne d'eau (‰) <input type="text"/>
		Dureté totale (mg/ l) <input type="text"/>
		Température maxi. moy. (°C)** <input type="text"/>
		Surface du bassin amont (km²) <input type="text"/>
		Code Contexte d'appartenance <input type="text"/>

** température moyenne maximale des 30 jours consécutifs les plus chauds

Renseignements halieutiques				
Fréquentation par les pêcheurs :	Nulle <input type="checkbox"/>	Faible <input type="checkbox"/>	Moyenne <input type="checkbox"/>	Forte <input type="checkbox"/>
Empoisonnements				
Repeuplement sur la station :	Oui <input type="checkbox"/>	Non <input type="checkbox"/>		
Espèce				
Stade (*)				
Date				
Observations :				

(*) STADES

1 : Oeuf

2 : Alevin Vésiculé

3 : Alevin de moins de 6 mois

4 : Juvenile de 6 mois à 1 an

5 : Juvenile de 1 à 2 ans

6 : Adulte

7 : Géniteur

Source : ONEMA DIR 4, modifié

Annexe VI. Fiche station dans le cas d'une pêche électrique 2/2

Renseignements concernant la pêche			
Directeur _____	Nombre de participants : _____		
Heure du début de la pêche _____	Heure de fin de la pêche : _____		
Matériel	Héron <input type="checkbox"/>	Martin pêcheur <input type="checkbox"/>	Autre <input type="checkbox"/>
Tension (V) _____	Puissance (kW) _____	Intensité (A) _____	
Physico-chimie	Température de l'eau (°C) _____		Conductivité (µS/cm²) _____
Conditions hydrologiques	Basses eaux <input type="checkbox"/>	Eaux moyennes <input type="checkbox"/>	Hautes eaux <input type="checkbox"/>
Tendance du débit :	Stable <input type="checkbox"/>	Augmentation (en crue) <input type="checkbox"/>	Diminution (décru) <input type="checkbox"/>
Turbidité	Irrégulier (écluée) <input type="checkbox"/>		
	Nulle (fond visible) <input type="checkbox"/>	Faible (fond perceptible) <input type="checkbox"/>	Appréciable (fond non visible) <input type="checkbox"/>

Renseignement sur l'échantillonnage le jour de la pêche			
Longueur pêchée (m) : longueur de la station le jour de la pêche _____			
Largeur moy. du lit mineur (m) _____		Largeur moy. de la lame d'eau (m) _____	
Mode de prospection	A Pied <input type="checkbox"/>	En bateau <input type="checkbox"/>	Mixte <input type="checkbox"/>
Nombre d'anodes :	Nombre d'épuisettes :		
Méthode de prospection	Complète <input type="checkbox"/>	Stratifié par EPA <input type="checkbox"/>	
Autre <input type="checkbox"/>			
Espèce(s) cible(s)	Toutes <input type="checkbox"/>	Une <input type="checkbox"/>	Plusieurs <input type="checkbox"/>
Liste des espèces cibles	_____		

Pêche complète			
Nombre de passages (1 pour sondage/ partielle) _____			
Type d'inventaire	avec retrait <input type="checkbox"/>	avec marquage <input type="checkbox"/>	
Isolément du secteur pendant la pêche	filet amont <input type="checkbox"/>	filet aval <input type="checkbox"/>	filets amont & aval <input type="checkbox"/>
Temps de pêche (en min)	1er passage : _____	2eme passage : _____	3eme passage : _____

Pêche EPA		Observations générales sur la pêche		
Nombre de points	Représentatifs Complémentaires	<i>efficacité de la pêche, conditions de pêche, sécurité, etc.</i>		
en faciès courant (rapide/ radier)	<table border="1"><tr><td></td><td></td></tr></table>			
en faciès plat	<table border="1"><tr><td></td><td></td></tr></table>			
en faciès profond	<table border="1"><tr><td></td><td></td></tr></table>			
dans des annexes	<table border="1"><tr><td></td><td></td></tr></table>			
en berge	<table border="1"><tr><td></td><td></td></tr></table>			
dans le chenal	<table border="1"><tr><td></td><td></td></tr></table>			
sans poisson	<table border="1"><tr><td></td><td></td></tr></table>			

Source : ONEMA DIR 4, modifié

Annexe VII. Fiche EPA pêche à pied

EPA PECHE A PIED										POINTS REPRESENTATIFS										POINTS COMPLEMENTAIRES																			
faciès					Position					faciès					Position					faciès					Position					faciès					Position				
1										26										51										1									
2										27										52										2									
3										28										53										3									
4										29										54										4									
5										30										55										5									
6										31										56										6									
7										32										57										7									
8										33										58										8									
9										34										59										9									
10										35										60										10									
11										36										61										11									
12										37										62										12									
13										38										63										13									
14										39										64										14									
15										40										65										15									
16										41										66										16									
17										42										67										17									
18										43										68										18									
19										44										69										19									
20										45										70										20									
21										46										71										21									
22										47										72										22									
23										48										73										23									
24										49										74										24									
25										50										75										25									

Habitat des points complémentaires : Nombre de points sur :

Confluence :

Sous-berge :

Enrochements :

Rejet, exutoire :

Embâcles :

Branchages :

Aval de seuil :

Herbier :

Racines, souche :

Observations sur points complémentaires :

EPA PECHE BATEAU

POINTS COMPLEMENTAIRES

Date :	
Station :	
Compteur	
Fin :	

Confluence :	
Sous-berge :	
Enrochements :	

Rejet, exutoire :	
Embâcles :	
Branchages :	

Aval de seuil :	
Herbier :	
Racines, souche :	

187

Annexe IX. Fiche capture par individu

FICHE CAPTURE PAR INDIVIDU

Date: Département : Station : Page :
 Passage 1 2 Cours d'eau :

	Espèce	Longueur totale	Poids	Observation		Espèce	Longueur totale	Poids	Observation		Espèce	Longueur totale	Poids	Observation
1					31					61				
2					32					62				
3					33					63				
4					34					64				
5					35					65				
6					36					66				
7					37					67				
8					38					68				
9					39					69				
10					40					70				
11					41					71				
12					42					72				
13					43					73				
14					44					74				
15					45					75				
16					46					76				
17					47					78				
18					48					79				
19					49					80				
20					50					81				
21					51					82				
22					52					83				
23					53					84				
24					54					85				
25					55					86				
26					56					87				
27					57					88				
28					58					89				
29					59					90				
30					60					91				

Annexe X. Fiche capture par lot

FICHE CAPTURE PAR LOT

Rivière:

Date: / /

Page:

<div>Passage 1 <input type="checkbox"/> 2 <input type="checkbox"/></div> <div>Espèce <input type="text"/></div> <div>Poids total <input type="text"/></div> <div>Effectif total <input type="text"/></div> <div>Taille (mm)</div> <div><div>1</div><div>2</div><div>3</div><div>4</div><div>5</div><div>6</div><div>7</div><div>8</div><div>9</div><div>10</div><div>11</div><div>12</div><div>13</div><div>14</div><div>15</div><div>16</div><div>17</div><div>18</div><div>19</div><div>20</div><div>21</div><div>22</div><div>23</div><div>24</div><div>25</div><div>26</div><div>27</div><div>28</div><div>29</div><div>30</div></div>
--

Annexe XI. Exemple de fiche pour l'inventaire des Odonates



Société française d'Odonatologie – Siège social : 7 rue Lamartine, F-78290 Bois d'Arcy
Formulaire d'observation des Odonates de France
 Document de terrain destiné à être ensuite informatisé avant envoi à la Sfonat

Numérotation réservée à l'Observateur.

Numérotation^o réservée à la Sfonat

INFORMATIONS GENERALES

Date de l'observation (jour/mois/année) : / /

Circonstances de l'établissement du formulaire (Cadre) :

- Relevé d'inventaire d'un habitat aquatique (étude, etc.) ☐
- Observation(s) ponctuelle(s) (milieux terrestres, aquatique...) ☐
- Suivi d'une ou plusieurs espèces prioritaires ☐

Observateur(s) :

Observateur principal (Nom, prénom) : Code : (facultatif)

Autre(s) observateur(s) :

Diffusion des données :

Diffusion standard : ☐ ou diffusion restreinte : ☐ ⁽¹⁾

* Données brutes non communiquées à des tiers - précision maximale pour une diffusion cartographique : carrés de 5 km de côté soit 25 km²

Lieu d'observation ⁽²⁾

Code INSEE : Commune : Altitude : mètres

Précisions sur la localisation :

Coordonnées géogr. ⁽³⁾ : N E ☐ ou W ☐ ☐ : Gps ☐ : Logiciel Ign ☐ : Internet

Latitude

Longitude

Description sommaire de l'habitat principal :

Code :

Conditions d'observation ⁽⁴⁾

- Conditions météorologiques ⁽⁵⁾ :
- ☐ optimales (ciel dégagé/cumulus, T. >20°C < 30°C, sous abri, vent nul ou faible).
 - ☐ bonnes (ciel nuageux avec de belles éclaircies, T. > 18°C sous abri, vent faible).
 - ☐ orageuses/caniculaires (nuageux/éclaircies, T. >30°C sous abri, vent parfois fort...)
 - ☐ médiocres (ciel nuageux, T. >15°C, parfois vent assez fort, rafales, averses).

Durée et horaires ⁽⁶⁾ : ☐ optimaux. ☐ bons. ☐ hors horaire/période favorable.

Surface prospectée : ☐ hectare(s)/☐ are(s) Linéaire prospecté : mètres

Notes, observations particulières...

Notes :

(1) voir le protocole Cilif. (2) certaines informations sont directement accessibles sur Internet (géoportail...) ou sur les bases informatiques de saisie. (3) en degrés décimaux au méridien de Greenwich. (4) non pris en compte dans la présente version du Cilif, mais utile à l'observateur pour des études particulières et notamment lors d'un suivi de populations locales [espèce(s) prioritaire(s) ou autre(s)...]. (5) surtout pour l'observation des imagos. (6) voir protocole de terrain (www.libellules.org). (7) la liste complète des noms scientifiques est disponible sous format *pdf dans la rubrique « Boîte à outils » ; *Anax junius* (migrateur américain) n'est pas listé mais peut être ajouté dans la case vide des Aeshnidae. (8) CAS = Comportement d'Appétence Sexuelle du mâle (recherche des femelles sous la forme de différents comportements selon les espèces et les effectifs présents).

Pour la méthodologie à suivre, se reporter au site www.libellules.org à la rubrique « méthodologie » ou contactez la Sfonat : Observatoire@libellules.org - Pour l'Île-de-France : Cilif.idf@libellules.org

Recommandations importantes :
 N'inscrire que des identifications **absolument certaines**

FormulaireObsV3.doc - 08/02/2010

Récapitulation des observations à partir de la liste des espèces de France métropolitaine ⁽⁷⁾

Liste des espèces et sous-espèces d'Odonates (et case à cocher à gauche)	Adultes	Exuvies	Larves	Émergence	Immatures	CAS ⁽⁸⁾	Tandems	Accouplém.	Pontes
Zygoptères									
Calopterygidae									
<i>C. haemorrhoidalis</i>									
<i>C. splendens</i>									
<i>C. splendens caprai</i>									
<i>C. xanthostoma</i>									
<i>C. virgo</i>									
<i>C. virgo virgo</i>									
<i>C. v. meridionalis</i>									
Lestidae									
<i>C. viridis</i>									
<i>C. v. viridis</i>									
<i>C. v. parvidens</i>									
<i>L. barbarus</i>									
<i>L. dryas</i>									
<i>L. macrostigma</i>									
<i>L. sponsa</i>									
<i>L. virens</i>									
<i>L. v. virens</i>									
<i>L. v. vestalis</i>									
<i>S. fusca</i>									
Platycnemididae									
<i>P. acutipennis</i>									
<i>P. latipes</i>									
<i>P. pennipes</i>									
Coenagrionidae									
<i>C. tenellum</i>									
<i>C. caeruleus</i>									
<i>C. hastulatum</i>									
<i>C. lunulatum</i>									
<i>C. mercuriale</i>									
<i>C. ornatum</i>									
<i>C. puella</i>									
<i>C. pulchellum</i>									
<i>C. scitulum</i>									
<i>E. cyathigerum</i>									
<i>E. lindeni</i>									
<i>E. najas</i>									
<i>E. viridulum</i>									
<i>I. elegans</i>									
<i>I. genei</i>									
<i>I. pumilio</i>									
<i>N. speciosa</i>									
<i>P. nymphula</i>									
Anisoptères									
Aeshnidae									
<i>A. affinis</i>									
<i>A. caerulea</i>									
<i>A. cyanea</i>									
<i>A. grandis</i>									
<i>A. isoteles</i>									
<i>A. juncea</i>									
<i>A. mixta</i>									
<i>A. s. elisabethae</i>									
<i>A. imperator</i>									
<i>A. parthenope</i>									
<i>B. irene</i>									
<i>B. pratense</i>									
<i>H. ephippiger</i>									
Liste des espèces et sous-espèces d'Odonates (et case à cocher à gauche)	Adultes	Exuvies	Larves	Émergence	Immatures	CAS ⁽⁸⁾	Tandems	Accouplém.	Pontes
Anisoptères (suite et fin)									
Gomphidae									
<i>G. flavipes</i>									
<i>G. graslinii</i>									
<i>G. pulchellus</i>									
<i>G. similimus</i>									
<i>G. vulgarissimus</i>									
<i>L. tetrphylla</i>									
<i>O. forcipatus</i>									
<i>O. f. forcipatus</i>									
<i>O. f. unguiculatus</i>									
<i>O. uncatus</i>									
<i>O. cecilia</i>									
<i>P. genei</i>									
Cordulegastridae									
<i>C. bidentata</i>									
<i>C. boltonii</i>									
<i>C. b. boltonii</i>									
<i>C. b. immaculifrons</i>									
Macromiidae									
<i>M. splendens</i>									
Corduliidae									
<i>C. aenea</i>									
<i>E. bimaculata</i>									
<i>O. curtisii</i>									
<i>S. alpestris</i>									
<i>S. arctica</i>									
<i>S. flavomaculata</i>									
<i>S. metallica</i>									
<i>S. m. metallica</i>									
<i>S. m. meridionalis</i>									
Libellulidae									
<i>C. erythraea</i>									
<i>L. albifrons</i>									
<i>L. caudalis</i>									
<i>L. dubia</i>									
<i>L. pectoralis</i>									
<i>L. rubicunda</i>									
<i>L. depressa</i>									
<i>L. fulva</i>									
<i>L. quadrimaculata</i>									
<i>O. albistylum</i>									
<i>O. brunneum</i>									
<i>O. cancellatum</i>									
<i>O. coeruleus</i>									
<i>O. c. coeruleus</i>									
<i>O. c. anceps</i>									
<i>S. danae</i>									
<i>S. depressusculum</i>									
<i>S. flaveolum</i>									
<i>S. fonscolombii</i>									
<i>S. meridionale</i>									
<i>S. pedemontanum</i>									
<i>S. sanguineum</i>									
<i>S. striolatum</i>									
<i>S. v. vulgatum</i>									
<i>S. v. ibericum</i>									
<i>T. annulata</i>									

Annexe XII. Exemple de fiche pour l'inventaire des Lépidoptères rhopalocères

INVENTAIRE DES LEPIDOPTERES RHOPALOCERES DU POITOU-CHARENTES



Fiche n°

NOM, Prénom : Structure : Date :

Carte IGN 1/25 000 et section (*Nord-Est...*) : Département : Commune :

Lieu-dit IGN :

Précisions sur la localisation, le milieu :

Longitude : °' '' Latitude : N °' '' Milieu(x) :

Statut			Espèces		Effectifs			Stades					Comportements				Divers : plantes utilisées autres commentaires
PC	F/UE		nom scientifique	nom français (indicatif)	M/F	M	F	O	Ch	E	C	Ad	Vo	Ac	Po	Nu	
		HESPERIDES	<i>Erynnis tages</i>	Point de Hongrie													
			<i>Carcharodus alceae</i>	Grisette													
			<i>Spialia sertorius</i>	Roussâtre													
			<i>Pyrgus malvae</i> *	Hespérie de la mauve													
			<i>Pyrgus armoricanus</i> *	Hespérie des potentilles													
			<i>Carterocephalus palaemon</i>	Echiquier													
			<i>Heteropterus morpheus</i>	Miroir													
			<i>Thymelicus acteon</i> *	Actéon													
			<i>Thymelicus sylvestris</i> *	Hespérie de la houque													
		DAE	<i>Thymelicus lineolus</i> *	Hespérie du dactyle													
			<i>Ochlodes faunus (sylvanus)</i>	Sylvaine													
		PAPILIONS	<i>Iphiclidea podalirius</i>	Flambé													
			<i>Papilio machaon</i>	Machaon													
			<i>Leptidea sinapis</i>	Piérde de la moutarde													
			<i>Aporia crataegi</i>	Gazé													
		P	<i>Pieris brassicae</i>	Piérde du chou													
		I	<i>Pieris rapae</i> *	Piérde de la rave													
PC		E	<i>Pieris mannii</i> *	Piérde de l'ibérde													
		R	<i>Pieris napi</i>	Piérde du navet													
PC		I	<i>Pontia daplidice</i>	Marbré de vert													
		D	<i>Anthocharis cardamines</i>	Aurore													
		A	<i>Euchloe crameri</i>	Piérde des biscutelles													
		E	<i>Colias hyale</i> *	Soufré													
			<i>Colias alfacariensis</i> *	Fluoré													
			<i>Colias crocea</i>	Souci													
			<i>Gonepteryx rhamni</i> *	Citron													
			<i>Gonepteryx cleopatra</i> *	Citron de Provence													
			<i>Hamearis lucina</i>	Lucine													
			<i>Thecla betulae</i>	Théccla du bouleau													
		L	<i>Neozephyrus quercus</i>	Théccla du chêne													
PC		Y	<i>Satyrrium acaciae</i> *	Théccla de l'amarel													
		C	<i>Satyrrium ilicis</i> *	Théccla de l'yeuse													
PC		A	<i>Satyrrium w-album</i>	Théccla de l'orme													
PC		E	<i>Satyrrium pruni</i>	Théccla du prunier													
		N	<i>Callophrys rubi</i>	Théccla de la ronce													
		I	<i>Lycaena phlaeas</i>	Cuivré commun													
		D	<i>Heodes tityrus</i>	Cuivré fuligineux													
PC	PN / I / V	A	<i>Lycaena dispar</i>	Cuivré des marais													
		E	<i>Lampides boeticus</i>	Azuré porte-queue													
			<i>Cupido alcetas</i>	Azuré de la faucille													
			<i>Cupido argiades</i>	Azuré du tréfle													
PC			<i>Cupido minimus</i>	Azuré frêle													
			<i>Celastrina argiolus</i>	Azuré des nerpruns													
			<i>Glaucopsyche alexis</i>	Azuré des cytises													
PC	PN		<i>Maculinea alcon</i>	Azuré des mouillères													
PC	PN / I / V		<i>Maculinea arion</i>	Azuré du serpolet													
PC			<i>Cyaniris semiargus</i>	Azuré des anthyllides													

PC	F/UE		nom scientifique	nom français (indicatif)	M/F	M	F	O	Ch	E	C	Ad	Vo	Ac	Po	Nu	divers
		L	<i>Polyommatus icarus</i>	Argus bleu													
PC		Y	<i>Polyommatus coridon</i>	Argus bleu-nacré													
		C	<i>Polyommatus bellargus</i>	Argus bleu-céleste													
		A	<i>Plebejus argus</i> *	Argus de l'ajonc													
		E	<i>Plebejus idas</i> *	Argus du genêt													
PC		N	<i>Plebejus argyrognomon</i> *	Argus des coronilles													
		I	<i>Aricia agestis</i>	Collier de corail													
		D	<i>Pararge aegeria</i>	Tircis													
		A	<i>Lasiommata megera</i>	Mégère													
		E	<i>Coenonympha arcania</i>	Céphale													
		N	<i>Coenonympha pamphilus</i>	Fadet commun													
PC	PN/II/V	Y	<i>Coenonympha oedippus</i>	Fadet des laïches													
		M	<i>Pyronia tithonus</i>	Amaryllis													
		P	<i>Aphantopus hyperantus</i>	Tristan													
		H	<i>Maniola jurtina</i>	Myrtil													
		A	<i>Melanargia galathea</i>	Demi-deuil													
		L	<i>Brintesia circe</i>	Silène													
		I	<i>Minois dryas</i>	Grand Nègre des bois													
		I	<i>Arethusana arethusa</i>	Mercurie													
PC		D	<i>Apatura ilia</i>	Petit Mars changeant													
		A	<i>Apatura iris</i>	Grand Mars changeant													
		E	<i>Argynnis paphia</i>	Tabac d'Espagne													
PC			<i>Pandoriana pandora</i>	Cardinal													
			<i>Speyeria aglaja</i> *	Grand Nacré													
			<i>Fabriciana adippe</i> *	Moyen Nacré													
			<i>Issoria lathonia</i>	Petit Nacré													
			<i>Brenthis daphne</i> *	Nacré de la ronce													
PC			<i>Brenthis ino</i> *	Nacré de la sanguisorbe													
			<i>Clossinia dia</i>	Petite violette													
			<i>Ladoga camilla</i>	Petit Sylvain													
			<i>Azuritis reducta</i>	Sylvain azuré													
			<i>Nymphalis polychloros</i>	Grande Tortue													
PC			<i>Nymphalis antiopa</i>	Morio													
			<i>Inachis io</i>	Paon du jour													
			<i>Vanessa atalanta</i>	Vulcain													
			<i>Cynthia cardui</i>	Belle-dame													
			<i>Aglais urticae</i>	Petite Tortue													
			<i>Polygonia c-album</i>	Robert le diable													
			<i>Araschnia levana</i>	Carte géographique													
PC			<i>Didymaeformia didyma</i>	Mélitée orangée													
			<i>Melitaea cinxia</i>	Mélitée du plantain													
PC			<i>Cinclidia phoebe</i>	Mélitée des centaurees													
PC			<i>Melicta athalia</i> *	Damier athalie													
PC			<i>Melicta parthenoides</i> *	Mélitée des scabieuses													
PC	PN/II		<i>Euphydryas aurinia</i>	Damier de la succise													
AUTRES																	
ESPECES																	

ATTENTION : «*» : espèces difficiles à distinguer (clés d'identification disponibles)

Liste d'espèces non exhaustive (liste disponible) ; si l'espèce observée n'y figure pas, remplir les lignes blanches dans chaque famille

En cas de doute sur l'identification d'une espèce, transmettre au minimum 1 photographie et indiquer sur cette fiche le nom de genre avec entre parenthèses les espèces que vous n'avez pu départager

Abréviations : M/F : nombre d'individus (sexe non déterminé/différencié)	E : émergence	Vo : vol	Codes effectifs : chiffres arabes (1...) : nombre précis
M : nombre de mâles	Ch : chenille	Ac : accouplement	II : 2 à 10 individus
F : nombre de femelles	C : chrysalide	Po : ponte	III : 11 à 20 ind.
O : oeuf	Ad : adulte	Nu : nutrition	IV : 21 à 50 ind. V : plus de 50 ind.
Statuts : PC (déterminance en Poitou-Charentes) ; F (Protection nationale) ; UE (II, IV : annexes II et IV de la Directive Habitats/Faune/Flore)			
Milieus : (1) pelouse silicole, (2) pelouse calcaire, (3) prairie humide, (4) prairie mésophile/sèche, (5) friche, jachère, (6) bocage, (7) marais, (8) tourbière, (9) lande humide, (10) lande sèche, (11) carrière, (12) dune, (13) fourré/broussaille, (14) haie, (15) clairière/lisière/allée forestière, (16) bois de résineux ou mixte, (17) bois de feuillus, (18) jardin/parc urbain/verger/vigne, (19) grotte/bâtiment, (20) autre			

Fiche à retourner à **Poitou-Charentes Nature** :

14 rue Jean Moulin / 86 240 Fontaine le Comte / Tel : 05 49 88 99 23 / Mail : pc.nature@laposte.net

et plus d'infos sur cet atlas sur : www.poitou-charentes-nature.asso.fr et papillon-poitou-charentes.org

☐ Je n'autorise Poitou-Charentes Nature, ou l'association représentante, à n'utiliser ces données que dans le cadre des atlas régionaux et nationaux, sauf accord express de ma part.

Annexe XIII. Exemple de fiche d'inventaire pour les Orthoptères

Formulaire d'Observation des Orthoptères du Nord/Pas-de-Calais



Observateur(s) : Date : / / 20

Commune :

Lieu-dit :

Coordonnées en degré : E ° ' " N ° ' " Greenwich (WGS84)

Coordonnées en grade : W E N

Milieu de prospection :

	?	attr	M	F	ind		?	attr	M	F	ind
<i>Acheta domesticus</i>						<i>Metrioptera roeselii</i>					
<i>Chorthippus albomarginatus</i>						<i>Myrmeleotetix maculatus</i>					
<i>Chorthippus bigguttulus</i>						<i>Nemobius sylvestris</i>					
<i>Chorthippus brunneus</i>						<i>Oecanthus pellucens</i>					
<i>Chorthippus dorsatus</i>						<i>Oedipoda caerulea</i>					
<i>Chorthippus montanus</i>						<i>Omocentrus rufipes</i>					
<i>Chorthippus mollis</i>						<i>Omocentrus viridulus</i>					
<i>Chorthippus parallelus</i>						<i>Phaneroptera falcata</i>					
<i>Chorthippus vagans</i>						<i>Platycleis albopunctata</i>					
<i>Chrysocraon dispar</i>						<i>Platycleis tessellata</i>					
<i>Conocephalus dorsalis</i>						<i>Pholidoptera griseoaptera</i>					
<i>Conocephalus fuscus</i>						<i>Stenobothrus lineatus</i>					
<i>Decticus verrucivorus</i>						<i>Stenobothrus stigmaticus</i>					
<i>Ephippiger ephippiger</i>						<i>Stethophyma grossum</i>					
<i>Gomphocerippus rufus</i>						<i>Tetrix bipunctata</i>					
<i>Gryllotalpa gryllotalpa</i>						<i>Tetrix ceperoi</i>					
<i>Gryllus campestris</i>						<i>Tetrix tenuicornis</i>					
<i>Leptophyes punctatissima</i>						<i>Tetrix subulata</i>					
<i>Meconema meridionale</i>						<i>Tetrix undulata</i>					
<i>Meconema thalassinum</i>						<i>Tettigonia viridissima</i>					
<i>Metrioptera bicolor</i>						<i>Barbitistes serricauda</i>					
<i>Metrioptera brachyptera</i>											

L'indication des coordonnées est primordiale pour l'intégration dans la base de données.

? : espèce entendue ; attr : espèce attrapée ; M : présence de mâles ; F : présence de femelles ; ind : somme totale d'individus observés ou estimation

Remarques :

formulaire à renvoyer au GON, 23 rue Gosselet, 59000 LILLE. Renseignements sur www.gon.fr

☐ Diffusion standard des données

☐ Diffusion restreinte des données uniquement dans le cadre de l'atlas régional et national

FORMULAIRE D'OBSERVATION DES ORTHOPTERES DU NORD PAS DE CALAIS

MODE D'EMPLOI

Observateur :

Nom(s) et prénom(s) du ou des observateurs

Date :

Date de l'observation sur le terrain (date précise de préférence)

Commune :

Nom de la commune où l'observation a été faite (se reporter aux délimitations figurant sur les cartes IGN au 25 000^{ème})

Localisation :

Préciser la localisation de lieu d'observation par rapport aux éléments figurant sur les cartes au 1/25 000^{ème} : toponymie, réseau routier, etc.

Coordonnées :

Remplir soit les coordonnées en degré Greenwich (WGS 84) au format degré, minutes, secondes (si les coordonnées sont transmises dans un format différent, il est important de le préciser).

Vous pouvez aussi les transmettre en grade Paris.

Si vous ne pouvez pas donner les coordonnées, merci de fournir une copie de fond IGN 25^{ème} avec la zone prospectée.

Milieu de prospection :

Décrire le milieu au moins par grand type : prairie humide (fauchée ou pâturée), coteau calcaire, dune grise, terroir, etc.

Les espèces listées alphabétiquement sont celles observées à ce jour dans la région. D'autres espèces peuvent être découvertes, les cases vides sont prévues à cet effet ☺

? : espèce entendue

Attr : espèce attrapée

M : présence de mâles

F : présence de femelles

Ind : nombre total d'individus observés ou estimation.

Remarques : vous pouvez indiquer des observations particulières sur les individus, le comportement, le milieu, etc..;

Diffusion standard des données :

Vous avez le choix du niveau de diffusion que le GON pourra faire de ces données : seulement les atlas ou l'ensemble des activités de l'association.

Renseignements complémentaires :

GON

23 rue Gosselet

59000 Lille

gon.5962@free.fr

<http://www.gon.fr>