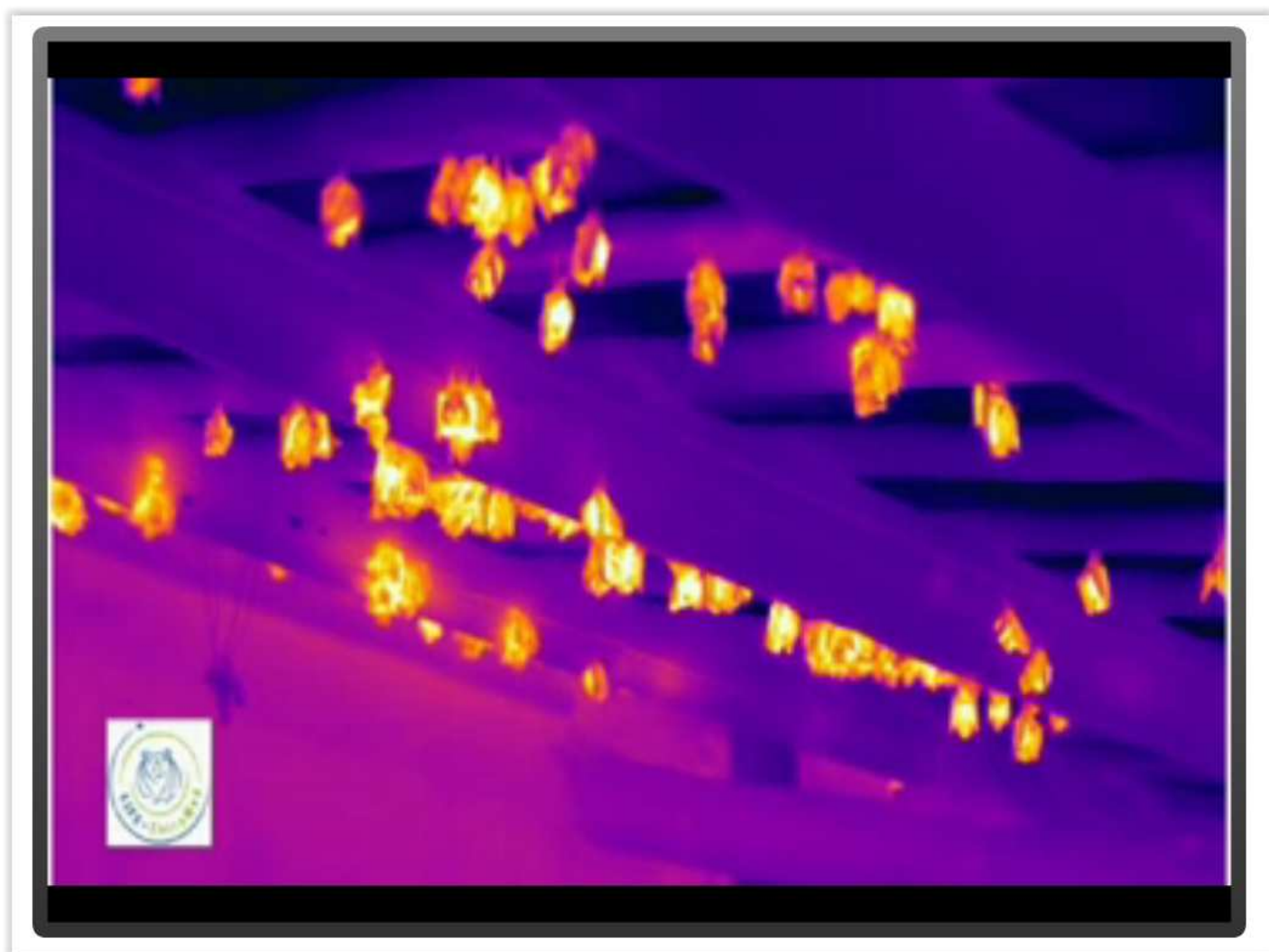


Techniques innovantes de détection et d'inventaire de la faune
métropolitaine terrestre



Bordereau Documentaire

Identification du document

Type de document : Rapport d'étude	Référence SIGMA : C15NB0019 : Analyse des techniques de détection et d'inventaire de la faune terrestre métropolitaine LP206 - Prendre en compte les espèces et les habitats naturels dans l'aménagement ; ex A14033 (nouvellement A14.0763) - Faune Flore milieux naturels - connaissance, préservation impacts
Date : 06 juin 2017	Numéro de version : 1 Nature : Final
Titre : Techniques innovantes de détection et d'inventaire de la faune métropolitaine terrestre	
Rapport réalisé à la demande de Nom de l'organisme Ministère de l'Ecologie, du Développement Durable et de l'Energie Sigle de l'organisme MEDDE Nom de la division DGALN / DEB / PEM2 Adresse Grande Arche – Tour Pascal A et B – Tour Sequoia – 92055 La Défense CEDEX Numéro de téléphone 01 40 81 14 73 Adresse mail Michel-M.Perret@developpement-durable.gouv.fr Adresse du site web http://www.developpement-durable.gouv.fr/	
Auteur(s)	Prénom Olivier Nom Pichard Rôle Directeur d'Etudes Biodiversité Qualité Ingénieur divisionnaire des TPE
Contributeurs (relecture, corrections)	Joël Legrand, Eric Guinard, Eric Le-Mitouard, Virginie Billon, Florian Fournier, Ahmed Menouche, Guillaume Dutilleul, Patrick Pacevicius et Christophe Pineau

Diffusion

- ☐ Confidentiel (diffusion réservée au Cerema)
- ☐ Diffusion restreinte
- ☒ Diffusion libre

Historique des versions

Version	Date	Commentaire
V0	02/01/2017	Version relue et corrigée par les contributeurs

Propriété intellectuelle

Conformément au code de la propriété intellectuelle, les livrables produits par le Cerema sont la propriété de leur auteur : droits moraux aux personnes physiques nommément désignées sur le rapport, droits patrimoniaux au Cerema.

En conséquence, un exemplaire du rapport sera conservé à la documentation du Cerema pour une exploitation à des fins méthodologiques.

Ces dispositions légales vous engagent à respecter l'obligation minimale de citation de l'auteur dans toutes vos communications impliquant notre production. De son côté, le Cerema s'engage à toujours citer le demandeur en tant qu'organisme ayant financé l'étude.

Indépendamment de ces obligations minimales, des spécifications particulières visant à l'application du droit d'auteur (procédé et conditions de divulgation) peuvent être indiquées lors de la transmission du document final.

Certification qualité

Les prestations du Cerema Nord Picardie sont menées dans le respect de sa politique Qualité.

Le Cerema Nord Picardie est certifié ISO 9001 (version 2015) pour ses trois implantations (Siège, Sequedin et Saint-Quentin) depuis le 16 mars 2017.

Validations techniques et visas

	Rédaction	Contrôle interne	Approbation
Nom / Qualité	Pichard Olivier	Bénédicte Baxerres	Joël Legrand
Date / Visa			

Visa du Chef de département Bâtiment Energie Environnement

Date :

Corinne LAMPIN

Résumé

Le présent rapport s'adresse essentiellement à toute personne souhaitant effectuer des inventaires de la faune terrestre en France métropolitaine. Après un bref rappel de la réglementation relative aux inventaires de la faune, une première partie recense les principales techniques d'inventaire couramment utilisées en France métropolitaine. La seconde partie présente les techniques innovantes d'inventaire permises par les progrès technologiques des dernières décennies.

Les techniques d'inventaires étant extrêmement variées, en particulier celles mises en œuvre à des fins de recherches, il a été choisi de présenter ici les techniques utilisables facilement, tout particulièrement pour des inventaires à des fins d'études réglementaires comme les études d'impacts, les dossiers de dérogations relatives aux espèces protégées, les évaluations d'incidences Natura 2000 etc...

Préambule

Ce document **n'a pas vocation à présenter l'intégralité des techniques d'inventaire** car certaines techniques très spécifiques peuvent être mises en oeuvre dans le cadre de protocole de recherche ou d'inventaire bien précis. Une priorité sera donnée aux techniques d'inventaires réalisées dans le cadre des études réglementaires telles que les études d'impacts, dérogations relatives à la réglementation sur les espèces protégées, études d'incidence Natura 2000, dossiers "loi sur l'eau" etc...

Pour le chapitre récapitulant les techniques d'inventaire "usuelles", l'accent sera mis sur les techniques elles mêmes et non sur les méthodes d'inventaire, qui définissent davantage comment mettre en oeuvre les techniques d'inventaire. De même, un accent sera mis avant tout sur les techniques permettant un inventaire qualitatif plutôt que quantitatif.

Les groupes suivants seront traités :

- mammifères terrestres ;
- oiseaux ;
- insectes (Papillons "de jour", Orthoptères, Odonates, Coléoptères) ;
- invertébrés aquatiques ;
- poissons d'eau douce ;
- invertébrés aquatiques (insectes et écrevisses) ;
- amphibiens ;
- reptiles ;

Ce choix, certes arbitraire s'explique par la volonté de s'en tenir aux groupes les plus souvent inventoriés dans les études réglementaires.

Pour davantage d'informations concernant les techniques d'inventaire, on consultera utilement le guide pratique des principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité rédigé en 2004 par V. Fiers et édité par Réserves naturelles de France.

Sommaire

Les conséquences réglementaires du choix du type d'inventaire	9
1 les réglementations impactées par les types d'inventaires	10
1.1 Droit de pénétration dans les propriétés privées	10
1.2 Droit relatif aux espèces protégées	10
1.3 Droit relatif à la chasse	11
1.4 Droit relatif à la pêche	11
1.5 Droit de propriété intellectuelle	11
Les techniques d'inventaires usuelles	13
2 Techniques usuelles par groupe d'espèces	14
2.1 Généralités	14
2.2 Oiseaux	15
2.2.1 Par contact direct	15
2.2.2 Indices de présence	15
2.3 Mammifères : chauves-souris	16
2.3.1 Par contact direct	16
2.3.2 Indices de présence	20
2.4 Mammifères - micromammifères	21
2.4.1 Par contact direct	21
2.4.2 Indices de présence	22
2.5 Mammifères - autres mammifères	24
2.5.1 Par contact direct	24
2.5.2 Indices de présence	25
2.6 Amphibiens	27
2.6.1 Par contact direct	27
2.6.2 Indices de Présence	28
2.7 Reptiles	29
2.7.1 Par contact direct	29
2.7.2 Indices de Présence	30
2.8 Insectes - Rhopalocères	30
2.8.1 Par contact direct	30
2.8.2 Indices de Présence	31
2.9 Insectes - Orthoptères	31
2.9.1 Par contact direct	31
2.9.2 Indices de Présence	32
2.10 Insectes - Odonates	32
2.10.1 Par contact direct	32
2.10.2 Indices de présence	34
2.11 Insectes - Coléoptères	35
2.11.1 Par contact direct	35
2.11.2 Indices de Présence	36
2.12 Poissons d'eau douce	37
2.12.1 Par contact direct	37
2.12.2 Indices de Présence	37
2.13 Invertébrés aquatiques (insectes)	38
2.13.1 Par contact direct	38
2.13.2 Indices de Présence	40
2.14 Invertébrés aquatiques : écrevisses	40
2.14.1 Indices de Présence	41
Les techniques innovantes d'inventaires	43
3 Techniques visuelles	44
3.1 Techniques par déclenchement séquentiel : Time lapse	44
3.2 Techniques par détection infra-rouge	45
3.2.1 - Détecteurs passifs	46

3.2.2	- Détecteurs actifs.....	53
3.2.3	Avantages de la technique par détection infra-rouge	53
3.2.4	Inconvénients de la technique par détection infra-rouge	53
3.3	<i>Techniques par caméras thermiques</i>	<i>53</i>
3.3.1	Avantages	56
3.3.2	Inconvénients	56
3.4	<i>Techniques radars</i>	<i>57</i>
3.4.1	Avantages de la technique radar	59
3.4.2	Inconvénients de la technique radar	59
3.5	<i>Techniques d'amplification visuelle</i>	<i>59</i>
3.5.1	Domaine d'utilisation.....	61
3.5.2	Avantages	61
3.5.3	Inconvénients	61
3.6	<i>Techniques par appareil photo / caméra ultrasensible.....</i>	<i>61</i>
3.6.1	Avantages	62
3.6.2	Inconvénients	62
3.7	<i>Techniques utilisant des drones</i>	<i>62</i>
3.7.1	Définition d'un drone et éléments de réglementation.....	62
3.7.2	utilisation des drones à des fins d'inventaire et de suivis de la faune	63
3.7.3	Avantages des drones	64
3.7.4	Inconvénients des drones	64
4	Techniques utilisant le marquage des animaux.....	66
4.1	<i>Marquage visuel.....</i>	<i>66</i>
4.2	<i>Marquage par empreintes physiques ou génétiques.....</i>	<i>66</i>
4.3	<i>Marquage par pose d'émetteurs ou de récepteurs.....</i>	<i>67</i>
4.4	<i>Avantages du marquage des animaux.....</i>	<i>68</i>
4.5	<i>Inconvénients du marquage des animaux.....</i>	<i>68</i>
5	Techniques acoustiques.....	69
5.1	<i>Généralités.....</i>	<i>69</i>
5.2	<i>Possibilités d'inventaires acoustiques par groupe faunistique</i>	<i>69</i>
5.2.1	Insectes	69
5.2.2	Reptiles et amphibiens	69
5.2.3	Oiseaux	70
5.2.4	Mammifères terrestres	70
5.2.5	Chauves-souris.....	70
5.2.6	Poissons	70
5.3	<i>Techniques acoustiques innovantes utilisables.....</i>	<i>70</i>
5.3.1	Les détecteurs de type "tablettes".....	70
5.3.2	Les détecteurs de type enregistreur passif en continu.	74
5.3.3	Analyse audio des fichiers enregistrés.....	75
5.3.4	Les détecteurs micro-ordinateurs Raspberry Pi ou Arduino.	77
5.3.5	Analyse des déplacements des animaux par triangulation.....	78
5.3.6	Caméras acoustiques	80
6	Techniques de l'ADN environnemental (ADNe).....	81
6.1	<i>Quelques définitions</i>	<i>81</i>
6.1.1	Des temps de conservation variables	81
6.1.2	Deux approches principales pour la recherche d'espèces	81
6.1.3	Pertinence de l'utilisation de l'ADNe.....	82
6.1.4	Avantage de cette technique :	82
6.1.5	Inconvénients de cette technique :	83
7	Conclusion.....	84
8	Bibliographie.....	85

Remerciements

Nous remercions le bureau d'études Biotope, en particulier M. Arnaud Govaere, directeur Biotope Nord-Ouest pour avoir bien voulu organiser une demi-journée de présentation du matériel disponible innovant. Nous remercions également les relecteurs et correcteurs du document : Joël Legrand, Eric Guinard, Eric Le-Mitouard, Virginie Billon, Florian Fournier, Ahmed Menouche, Guillaume Dutilleul, Patrick Pacevicius et Christophe Pineau

Introduction

Le développement considérable des technologies au cours des dernières décennies a ouvert de nombreuses perspectives dans le domaine de la détection et des inventaires de la faune. Par ailleurs, le coût de certaines techniques innovantes (suivi par caméra thermique, inventaire génétique à partir d'un prélèvement d'eau...) est devenu très abordable dans le cadre du volet bioévaluation des études d'impacts. Dans certains cas, cela est même moins coûteux et plus pertinent que des techniques d'inventaire dites « classiques ».

L'objectif de la présente étude est de recenser les techniques innovantes d'inventaire, d'analyser leurs avantages et inconvénients par rapport aux techniques dites « classiques ».

Les conséquences réglementaires du choix du type d'inventaire

1 les réglementations impactées par les types d'inventaires

Effectuer des inventaires, selon la méthode utilisée, entraîne l'application de certaines réglementations, liées à la propriété privée, à la protection de la faune, à la chasse mais également à la propriété intellectuelle.

1.1 Droit de pénétration dans les propriétés privées

La réalisation d'inventaire nécessite dans la majorité des cas de pénétrer sur des propriétés privées. Le fait de pénétrer par effraction et volontairement à l'intérieur des terrains clos attenants à des habitations constitue clairement une infraction pour violation de domicile. Pour les autres cas, il est souvent assez complexe de déterminer s'il y a infraction ou non. Tout dépend également de la façon d'effectuer l'inventaire. Si l'inventaire peut être assimilé à de la randonnée pédestre, c'est à dire un passage sur une propriété privée non close, sans risque d'atteinte aux cultures ou biens de cette propriété, sans occuper durablement les lieux et sans nécessiter l'installation de matériel, il est alors peu probable qu'une quelconque infraction puisse être retenue par le juge. Pour éviter tout problème avec le propriétaire, l'idéal est de recourir à une autorisation à l'amiable auprès de lui. Une autre solution est également de bénéficier d'un arrêté préfectoral autorisant de pénétrer sur des propriétés privées à des fins d'inventaire du patrimoine naturel. Il précise généralement aussi l'objet de l'étude (projet infrastructure, inventaire Natura 2000 etc.).

La réalisation de l'inventaire du patrimoine naturel prévu par l'article L. 411-5 du code de l'environnement, prévoit en effet par ce même article que les dispositions de la loi du 29 décembre 1892 sur les dommages causés à la propriété privée par l'exécution des travaux publics soient applicables à l'exécution des opérations nécessaires à la conduite de ces inventaires.

La loi du 29 décembre 1892 permet aux "agents de l'administration et aux personnes auxquelles elle délègue ses droits" de pénétrer dans les propriétés privées. Pour que des personnes non agents de l'administration puissent bénéficier des dispositions de la loi du 29 décembre 1892, il est nécessaire de préciser sur un ordre de mission annexé à l'arrêté préfectoral, les noms et qualités de ces personnes, les missions précises qui leurs sont confiées et la durée prévisible de celles-ci (date, horaires le cas échéant) afin de sauvegarder les droits de ces personnes, notamment en cas de dommage. Ces personnes devront bien entendu communiquer leurs données d'observations afin qu'elles puissent intégrer l'inventaire du patrimoine naturel (c'est à dire localement contribuer aux bases de données sur la faune et la flore ou à l'inventaire des ZNIEFF).

1.2 Droit relatif aux espèces protégées

Certaines techniques d'inventaire nécessitent de capturer des individus et de les perturber. Pour les espèces protégées au titre de l'article L 411-1 du code de l'environnement, ces captures et perturbations sont interdites. Il est toutefois possible de solliciter une demande de dérogation à ces interdictions conformément à l'article L 411-2 du code de l'environnement. Les modalités de demande de dérogation sont fixées dans les articles R 411-6 à R411-14 du code de l'environnement ainsi que dans l'arrêté du 19 février 2007 *"fixant les conditions de demande et d'instruction des dérogations définies au 4° de l'article L. 411-2 du code de l'environnement portant sur des espèces de faune et de flore sauvages protégées"*.

1.3 Droit relatif à la chasse

Certaines techniques d'inventaires nécessitent l'utilisation de sources lumineuses et peuvent ainsi dans certains cas relever de la réglementation relative à la chasse. En effet ; l'article 11 bis de l'arrêté du 1er août 1986 « *relatif à divers procédés de chasse, de destruction des animaux nuisibles et à la reprise du gibier vivant dans un but de repeuplement* », interdit, pour prévenir la destruction et favoriser le repeuplement des différentes espèces de gibier, l'observation des animaux à l'aide de sources lumineuses, à l'exception des cas autorisés par la Direction Départementale des Territoires (et de la Mer) (DDT(M)) pour les comptages et les captures à des fins scientifiques ou de repeuplement.

L'observation sans autorisation est réprimée par une amende prévue pour les contraventions de la 4ème classe (soit 750 euros maximum, soit 135 euros par la voie de l'amende forfaitaire) conformément à ce que prévoit l'article R. 428-9 5° du Code de l'Environnement.

Il est nécessaire d'évaluer le risque de relever de cette réglementation en sachant que l'agent assermenté et commissionné pour relever ces infractions relatives au code de l'environnement, essentiellement appartenant à l'ONCFS, sera seul à même de décider s'il considère qu'il y a infraction ou non. Le recours de cette décision est toujours possible toutefois. Pour éviter toute difficulté, si l'utilisation d'une technique nécessite l'utilisation d'une source lumineuse, il est préférable de solliciter une autorisation auprès de la DDT(M) du territoire concerné.

Certaines techniques liées au piégeage d'animaux relèvent également du droit de la chasse. S'il s'agit d'espèces classées "nuisibles", l'arrêté du 29 janvier 2007 fixant les dispositions relatives au piégeage des animaux classés nuisibles (..) s'applique. S'il s'agit d'espèces chassables définies par l'arrêté du 26 juin 1987 fixant la liste des espèces de gibier dont la chasse est autorisée, le piégeage est une capture qui constitue un acte de chasse et nécessite donc un permis de chasse. Cette réglementation peut évoluer rapidement. Il convient de se renseigner dans tous les cas auprès du service chasse des Directions Départementales des Territoires et de la Mer (DDT(M)).

1.4 Droit relatif à la pêche

Pour pratiquer une pêche électrique, une autorisation est à recueillir auprès de l'autorité administrative (DDT(M) le plus souvent) conformément à l'article L436-9 du code de l'environnement. Les éléments à fournir sont précisés par l'article R 432-8 du même code.

A savoir également que tout prélèvement assimilé à un acte de pêche nécessite une carte de pêche pour pêcher sur le domaine public et sur les lots gérés par les associations agréées de pêche et de protection du milieu aquatique (APPMA). La pêche aux engins et filet nécessite une licence de pêche. Les informations peuvent être obtenues sur le site de la fédération nationale de la pêche en France (<http://www.federationpeche.fr/>).

1.5 Droit de propriété intellectuelle

Une donnée d'observation (par exemple une observation de telle espèce à tel endroit à telle date) ne constitue pas en elle même une oeuvre de l'esprit car elle relate une réalité de manière factuelle et conventionnelle sans avoir fait l'objet d'une mise en forme originale. Une donnée d'observation ne relève donc pas du code de la propriété intellectuelle.

En revanche, si plusieurs données sont mises en forme dans un tableau, il s'agit alors d'une oeuvre de l'esprit. La création et la gestion d'une telle base de données relève dans ce cas du code de la propriété intellectuelle et plus particulièrement du droit *sui generis* des bases de données. Il s'agit d'une source de droit spécifique et différente du droit d'auteur. La protection des bases de données s'entend comme la

protection d'un ensemble de données, qu'elles soient fixées ou non sur support informatique. La protection porte aussi bien sur le contenu que sur le contenant.

En cas de contenant original (mise en page, présentation, formulaire d'extraction spécifique), la protection par le droit d'auteur s'applique alors.

Les techniques d'inventaires usuelles

Techniques usuelles par groupe d'espèces

1.6 Généralités

Nous distinguerons deux grandes catégories de techniques d'inventaires, celles où l'animal est identifié directement dans un habitat et celles où l'animal est identifié grâce à des indices de son passage. Dans le premier cas, il s'agit d'observations dites "directes" et dans le second d'observations dites "indirectes". Les techniques permettant une identification directe mais en différé (pièges photographiques ou enregistrement sonore) sont tout de même considérées comme une identification directe car elles sont la preuve formelle qu'un individu était bien présent et a bien été observé.

Concernant le contact direct, il s'agit d'entendre à l'oreille ou d'observer à l'oeil nu ou à l'aide de jumelles, de jour ou de nuit. Ces observations nécessitent de bien connaître les critères distinctifs des espèces mais également leurs comportements, régime alimentaire... La mise en place d'affûts placés à des endroits stratégiques est souvent indispensable pour observer les individus.

L'observation nocturne à l'aide d'un phare permet d'obtenir de meilleurs résultats que de jour mais elle est soumise à la réglementation dans certains cas (cf chapitre 1.3 ci-dessus).

Il existe un flou juridique autour de cette question de l'éclairage nocturne et peu de jurisprudence pour déterminer par exemple si la mise en place d'un éclairage à des fins d'inventaires d'insectes nocturnes constitue un délit en l'absence d'autorisation spécifique. Toutefois, considérant que cette technique n'a pas pour vocation de rechercher ou poursuivre "le gibier", on peut penser qu'un procès verbal qui serait dressé pour ce motif pourrait être invalidé par le juge.

Concernant le contact indirect, il s'agit de techniques où l'animal n'est pas identifié au moment où son inventaire est effectué mais par l'intermédiaire d'indices de sa présence. C'est par exemple le cas des poils, empreintes de pattes ou ADN, restes de repas, déjections etc... Les pontes et larves ne sont pas considérés comme des indices de présence car étant des spécimens d'une espèce, ils sont assimilés à des contacts directs de l'espèce.

Pour plus d'informations sur les techniques à mettre en oeuvre, consulter :

- La méthodologie faune rédigée dans le cadre de la cartographie nationale des enjeux territorialisés de Biodiversité remarquable (CARNET B). Ce document est téléchargeable à cette adresse :

<http://spn.mnhn.fr/servicepatrimoinenaturel/index.php/WEBSPNRAPPORTS/index?programme=Carnet+B>

- le guide pratique des principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité rédigé en 2004 par V. Fiers et édité par Réserves naturelles de France.

- « Guide des méthodes de diagnostic écologique des milieux naturels- Application aux sites de carrière» UNPG -2015. Ce guide contient un certain nombre de fiches intéressantes des techniques d'inventaires disponibles par groupes d'espèces donnant notamment les avantages et inconvénients de chaque techniques.

1.7 Oiseaux

1.7.1 Par contact direct

Dans le cadre des inventaires réalisés à des fins d'études réglementaires, les techniques les plus couramment utilisées sont l'identification à vue, à l'aide de jumelles et l'identification par les chants et les cris.

Les techniques utilisables vont différer selon le type d'oiseaux (taille, comportement, chanteur ou non etc...), selon le cycle biologique (oiseaux en hivernage, migration, reproduction...) et selon le type de milieu (milieux d'openfields, étangs, prairies, forêts....).

Par exemple, l'identification des passereaux sera possible à la fois à vue, à l'aide de jumelles, et par les chants et cris lorsque la végétation sera dépourvue de feuilles mais se fera principalement par les chants et cris durant la saison de végétation, essentiellement d'avril à juin.

Pour les rapaces, l'identification se fera davantage à vue mais la période d'émission des chants et cris facilitera l'identification des espèces, notamment nocturnes.

Pour les oiseaux d'eau tels que canards, échassiers, laridés... les techniques d'inventaire se feront essentiellement à vue, à l'aide de jumelles mais aussi d'une longue-vue.

Les techniques d'identification par radar, utilisées notamment pour le suivi des migrations, seront développées dans le chapitre des techniques innovantes.

Il est important également de mentionner la technique de capture - marquage - recapture mais qui sera peu voire pas utilisée dans le cadre d'inventaires pour des études réglementaires. Cette technique, consistant à baguer les oiseaux capturés dans un filet, permet lors de la recapture de déterminer si les mêmes individus fréquentent ou non régulièrement un site donné. Elle apporte de précieuses informations en terme de dynamique de population en permettant de connaître la taille d'une population et son évolution. Cette technique nécessite de disposer de dérogations spécifiques à l'interdiction de capture d'espèces protégées et présente l'inconvénient de perturber les individus.

Pour ce groupe d'espèce, la technique dite de la "repassse", qui consiste à diffuser sur site un enregistrement sonore de l'espèce à inventorier, est parfois utile pour inventorier des espèces discrètes. Lorsque qu'un individu entend le chant ou cri d'un congénère, il se manifeste souvent en émettant lui même des sons ou en se montrant pour faire fuir le supposé congénère ce qui facilite sa détection. Toutefois, la "repassse" peut aussi causer des dérangements et nécessite certaines précautions pour les limiter (ornithomedia, 2016).

Il est important de citer deux méthodes d'inventaires couramment utilisées pour les études réglementaires : l'indice ponctuel d'abondance (IPA) et l'indice kilométrique d'abondance (IKA). L'Indice Ponctuel d'Abondance consiste pour un observateur à rester immobile pendant une durée déterminée pendant plusieurs minutes (5 à 20 minutes) et à noter tous les contacts avec les oiseaux (sonores et visuels). L'Indice Kilométrique d'Abondance consiste à se déplacer en marchant ou roulant dans un milieu donné en ligne droite sur une distance donnée en dénombrant tous les oiseaux vus ou entendus. On obtient ainsi un indice kilométrique d'abondance.

Pour consulter l'ensemble des méthodes d'inventaire, on se référera à Fiers, 2004 et à Tanguy & Gourdin, 2011.

1.7.2 Indices de présence

Les indices de présence pour les oiseaux sont essentiellement les oeufs et les nids, les restes de repas, les pelottes de réjection, les plumes et les empreintes de pattes laissées dans les sols meubles. La

technique consiste à observer visuellement la nature de ces indices. Il s'agit de techniques d'identification complémentaires aux observations par contact direct ne pouvant que rarement être utilisées seules. A l'exception d'observations d'oeufs dans les nids qui devra être proscrite, ces techniques ne perturbent pas les espèces.

Pour certaines espèces discrètes comme le Grand Tétrás par exemple, la présence d'indice pourra être le seul moyen de confirmer la présence de l'espèce. Chez cette espèce, à l'exception de la détection des places de chant en période de reproduction, la présence de fientes sera parfois le seul indice disponible (Fiers, 2004).

La recherche d'empreintes dans la neige est une méthode très souvent utilisée pour attester la présence de Gallinacées (Fiers, 2004).

1.8 Mammifères : chauves-souris

1.8.1 Par contact direct

Les techniques et méthodes d'inventaire pour le groupe des chauves-souris ont considérablement évolué au cours de ces 20 dernières années. L'instauration du réseau Natura 2000 et la protection du milieu de vie de la totalité des chauves souris présentes en France métropolitaine depuis 2007 a engendré une multiplication des besoins de connaissance par le biais d'inventaires.

Les techniques d'inventaire pour les chauves-souris dépendent étroitement du cycle biologique des espèces. Celui-ci est schématiquement divisé en quatre grandes périodes illustrées ci-dessous :

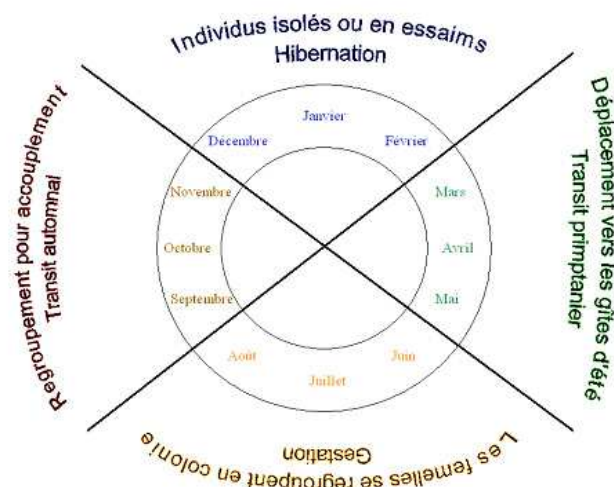


Figure 1 : cycle biologique simplifié des chiroptères d'après Goumand, A.-L. (non daté)

Concernant les techniques d'inventaires, elles vont essentiellement être différentes lorsque les individus sont ou non en hibernation.

==> inventaire en période d'hibernation

Lors de l'hibernation, l'identification par contact direct se fait par observation à l'oeil nu ou aux jumelles des individus en hibernation dans l'ensemble des gîtes qu'ils fréquentent (bâtiments, caves, combles, arbres, ponts, cavités souterraines etc...). Cette technique nécessite de prendre de grandes précautions pour éviter le dérangement et le réveil des individus.

==> inventaires hors période d'hibernation

En dehors de l'hibernation, on distinguera l'observation des individus en repos ou en maternité, des individus en vol. Pour les premiers, la technique sera identique à celle durant la période d'hibernation c'est à dire par observation à l'oeil nu ou aux jumelles des individus dans l'ensemble des gîtes qu'ils fréquentent à cette période. Les habitats sont davantage diversifiés qu'en période d'hibernation.

L'utilisation de caméras endoscopiques permet de prospecter certaines cavités très étroites et difficiles d'accès (arbres, jointures de maçonneries, gîtes artificiels...).



Contrôle endoscopique des gîtes à chiroptères © Fanny Barbe - Parc national des Ecrins source : <http://www.ecrins-parcnational.fr/actualite/chaudes-souris-gites-bien-occupes>

Pour les individus en vol, une identification à vue ne sera pas satisfaisante. Même l'utilisation de jumelles à amplification lumineuse n'est pas adaptée pour les chauves-souris européennes d'une manière générale. Les chauves-souris se déplaçant par écholocation grâce à l'émission de signaux ultrasonores, la technique appropriée est d'utiliser un détecteur d'ultrasons. Les détecteurs d'ultrasons peuvent se subdiviser selon les 3 catégories suivantes (d'après Barataud, 2014) :

- les détecteurs fonctionnant uniquement en hétérodyne et/ou en division de fréquence ;
- les enregistreurs hautes fréquences sans hétérodyne et/ou sans sortie audio expansion de temps ;
- les détecteurs dotés de l'hétérodyne et de l'expansion de temps

1.8.1.1- les détecteurs fonctionnant uniquement en hétérodyne et/ou en division de fréquence ;

Il s'agit des détecteurs les moins coûteux, disponibles pour une centaine d'euros. Cette technologie ne permet toutefois pas d'identifier certaines espèces de façon fiable, en particulier les espèces du genre *Myotis*. Ces détecteurs seuls ne sont donc pas adaptés pour effectuer des inventaires dans le cadre d'études réglementaires.

Principe de fonctionnement du mode hétérodyne (Barataud, 1996) : lorsque deux sons sont émis simultanément, il en résulte deux combinatoires, dont un son différentiel (sa fréquence est égale à la différence des fréquences des deux sons initiaux). Ainsi, pour des sons simultanés de 45 et 43 kHz, le son différentiel sera de 2 kHz. C'est ce principe physique qui est utilisé dans le détecteur hétérodyne. L'appareil émet dans son circuit interne une fréquence constante, ajustable grâce à un variateur. Cette fréquence va être comparée à celle du signal capté par le micro, donc émis par la chauve-souris. Lorsque la différence entre les deux signaux devient nulle, aucun son n'est audible théoriquement : c'est le battement zéro. En pratique, le battement zéro correspond au son le plus grave possible, car la fréquence constante du détecteur est comparée non pas à une fréquence unique, mais à l'ensemble des fréquences qui composent le signal d'un chiroptère. Le battement zéro absolu n'existe donc pas pour les émissions des chiroptères.

Principe de fonctionnement du mode division de fréquence (Barataud, 1996) : cette technique permet de diviser par 10 ou 20 la fréquence d'un signal de manière à le rendre audible. Ce système fonctionne sur une large bande de fréquences, ce qui permet de ne manquer aucun contact acoustique. Cependant, les sons perçus dans ce cas sont atténués en intensité, et leur structure altérée, ce qui rend l'écoute inconfortable et inefficace pour l'identification. En France, cette méthode n'est pratiquement plus utilisée depuis l'évolution du matériel en mode hétérodyne et surtout en expansion de temps.

Exemple de matériel : [Bat Box III (Stag Electronics), Batbox IIID et Batbox Duet (Batbox Ltd) D200 & D230 (Pettersson Elektronik AB), Anabat (Titley Electronic), etc.]



Batbox III D (Batbox Ltd)
© batbox.com

1.8.1.2- les enregistreurs hautes fréquences sans hétérodyne et/ou sans sortie audio expansion de temps ;

Principe de fonctionnement du mode expansion de temps (Barataud, 1996) : les détecteurs à expansion de temps sont dotés d'une mémoire numérique qui enregistrent toutes les informations sonores situées dans une très large gamme de fréquences (10 à 150 ou 200 kHz). L'enregistrement est ensuite ralenti d'un facteur variant de 2 à 50 selon les modèles (10 ou 20 pour les détecteurs de terrain actuellement disponibles). La fréquence de chaque signal est ainsi ramenée dans les limites audibles par l'oreille humaine. Les sons expansés peuvent faire l'objet d'analyses sur ordinateur, permettant ainsi d'augmenter les possibilités d'identification.

Ces détecteurs permettent des enregistrements sur de longues périodes en évitant une présence physique pendant la durée des enregistrements. Ces enregistreurs sont apparus au début des années 2000 et leurs performances (autonomie, qualité...) sont en amélioration constante. Les durées d'enregistrement étant généralement de plusieurs dizaines d'heures, il est nécessaire d'avoir recours à des logiciels de reconnaissance automatiques d'espèces pour traiter les fichiers. Le taux d'erreur de la reconnaissance automatique étant encore au moins de l'ordre de 30 %, une analyse complémentaire "manuelle" reste indispensable pour confirmer l'identification d'individus. Ces détecteurs nécessitent une bonne expérience préalable dans l'écoute en direct (hétérodyne + expansion de temps). S'ils sont bien

maîtrisés, ils conviennent parfaitement pour des inventaires destinés à des dossiers "réglementaires". Leur principal avantage est leur longue durée d'enregistrement, jusqu'à plusieurs nuits en continu, permettant ainsi d'avoir une bonne image de la composition spécifique d'un site pour un cycle biologique donné. Ces détecteurs permettent ainsi d'augmenter la probabilité de détection des espèces peu fréquentes et donnent une bonne estimation de l'activité des chiroptères (nombre de contacts par heure, variation au cours de la nuit etc...).

Exemple de matériel : [Batlogger (Elekon) ; Laar TR 30 (Laar Technology and Consulting) ; D500 (Pettersson Elektronik AB) ; Tranquility Transect (Courtpan Design Ltd) ; Batcorder (ecoObs) ; SM4BAT (Wildlife acoustics)]



SM4, Wildlife acoustics
© wildlifeacoustics.com

1.8.1.3- les détecteurs dotés de l'hétérodyne et de l'expansion de temps

Ces détecteurs sont les meilleurs outils pour faire de la détection active en "temps réel". Une fois maîtrisés, ils permettent d'identifier entre 85 et 95 % des espèces selon les circonstances et la zone géographique (Barataud, ecologieacoustique.fr, 2016). Ils permettent d'obtenir assez rapidement la composition spécifique à un instant t. Ils sont adaptés aux inventaires des études réglementaires à condition de multiplier les écoutes au cours de la nuit en fonction des types de milieu. Ils permettent également, en se déplaçant, de couvrir l'ensemble d'une aire d'étude.

Pour ce type de détecteur, ces dernières années ont connu d'importantes évolutions. Parmi celles-ci, citons les détecteurs de type "tablettes" qui permettent pour certaines d'avoir simultanément la possibilité d'écouter le signal hétérodyne et/ou expansion de temps et de visualiser le sonagramme en expansion de temps. Ces nouveaux outils qui sont abordés dans le chapitre des techniques innovantes permettent de gagner du temps dans l'identification des espèces, particulièrement pour les débutants.

Exemple de matériel : [D240X et D1000X (Pettersson Elektronik AB) ; Bat Box Griffin (Batbox Ltd) ; Echo Meter EM3 (Wildlife Acoustics)].



D240X Pettersson
Elektronik AB
©batsound.com

Michel Barataud, auteur du livre "écologie acoustique des chiroptères d'Europe" (Barataud, 2015), tient à jour sur son site internet un comparatif de la plupart des détecteurs disponibles sur le marché :

1.8.2 Indices de présence

Les chauves-souris laissent des indices de leur présence qu'il est possible de détecter par une simple observation à l'oeil nu et à l'odeur.

Les principaux indices de présence de chauves-souris sont les suivants :

1.8.2.1 Guano

Il s'agit des excréments des chauves-souris. La présence d'amas de fientes noires de la taille d'un grain de riz peut révéler la présence de chauves-souris ou de rongeurs. Pour faire la distinction, il suffit de les écraser entre les doigts. Si elles restent dures et tassées, il s'agit de crottes de rongeurs, si en revanche elles s'émiettent rapidement et forment de la poussière, il s'agit de déjections de chauves-souris.



Traces de guano dans des combles
cc-by-sa 2 Gilles San Martin

1.8.2.2 Traces au mur ou au plafond

Les chauves-souris laissent souvent des traces d'urine, de sécrétions du museau, de saletés au niveau de leurs points d'accrochages. Il s'agit généralement de traces foncées.

1.8.2.3 Odeurs

Les accumulations de fientes et l'urine peut engendrer parfois une forte odeur, variable selon les espèces. Par exemple, les colonies de Sérotine sont particulièrement odorantes.

1.8.2.4 Individus morts

Il est possible d'observer parfois des individus morts depuis plus ou moins longtemps. Il est possible alors d'observer soit des restes de peau et des poils soit le squelette suivant la vitesse de décomposition. Toutefois, les individus morts sont souvent rapidement consommés par des prédateurs.

1.8.2.5 Restes de repas

Hors période d'hibernation, les chauves-souris laissent des traces de leurs repas qui sont parfois caractéristiques de certaines espèces ou groupes d'espèces. Des ailes de papillon, Paon du jour en particulier, sont souvent présentes sous les perchoirs des Oreillards. Les Grands Rhinolophes laisseront

des ailes de coléoptères coprophages (hannetons et bousiers), des ailes de lépidoptères nocturnes...Les Grands Murins laisseront également des ailes de coléoptères (hannetons ou carabes).

1.9 Mammifères - micromammifères

1.9.1 Par contact direct

Il est souvent difficile d'observer directement les mammifères en raison de leurs mœurs nocturnes et de leur discrétion. Les techniques les plus fiables pour les inventorier est d'avoir recours au piégeage pour le contact direct et à l'étude des indices de présence, notamment des pelotes de réjection des rapaces nocturnes pour les contacts indirects.

L'observation à vue est possible mais nécessite du temps pour repérer les endroits fréquentés par l'espèce en question et de la patience pour avoir une chance de les observer. Certaines espèces émettent des sons mais ils sont souvent trop faibles pour être convenablement audibles au point d'en faire une méthode d'inventaire utilisable. De plus l'acoustique n'étant pas la modalité principale de communication en dehors du terrier, les manifestations sonores sont rares.

1.9.1.1 Capture et/ou marquage

La capture est particulièrement adaptée pour les rongeurs car elle permet une identification précise de l'animal après manipulation et description. Pour les micromammifères, il existe deux types de pièges : les vulnérants (type tapette à souris, pinces, pièges à mâchoires...) qui entraînent la mort de l'animal, et les non vulnérants (cages pièges de type sherman, "inra" ou autre). A noter que les pièges non vulnérants peuvent également entraîner un fort taux de mortalité si ils ne sont pas relevés très régulièrement (Marinosci, 2010). De meilleurs résultats sont obtenus si un appât est placé sur le piège. Les types de pièges et le mode de piégeage dépendront des espèces visées et de l'objectif à atteindre. Les pièges sont généralement disposés à intervalles réguliers, selon un maillage.

La plupart des espèces étant nocturnes ou crépusculaires, les pièges devront être mis en place la nuit et relevés tôt le matin voire après le coucher du soleil. Pour les espèces diurnes, un relevé vers 15h00 est nécessaire (Tangy & Gourdain, 2011).

Pour rappel, le piégeage est encadré par la réglementation. S'il s'agit d'espèces classées "nuisibles", l'arrêté du 29 janvier 2007 fixant les dispositions relatives au piégeage des animaux classés nuisibles (..) s'applique. S'il s'agit d'espèces chassables définies par l'Arrêté du 26 juin 1987 fixant la liste des espèces de gibier dont la chasse est autorisée, le piégeage est une capture qui constitue un acte de chasse et nécessite donc un permis de chasse. Il convient de se renseigner **dans tous les cas** auprès du service chasse des Directions Départementales des Territoires et de la Mer (DDT(M)). Naturellement, si l'inventaire vise des espèces protégées également, la capture est dans ce cas encadrée par les arrêtés pris en application du code L 411-1 du code de l'environnement (Arrêté du 23 avril 2007 fixant la liste des mammifères terrestres protégés sur l'ensemble du territoire et les modalités de leur protection pour les mammifères).

Pour plus d'informations sur les techniques de piégeage, se référer au rapport "Suivi par piégeages de 6 espèces de micromammifères dans la Réserve Naturelle Nationale du Val d'Allier" de G. Dupuy, B. Grosbety et P. -A. Dejaifve :

http://www.lpo-auvergne.org/sites/default/files/fichiers-185/suivi_de_6_micromammiferes.pdf

ou également au rapport "inventaire des micromammifères de la réserve naturelle régionale des Partias" (Puy-Saint-André, Hautes Alpes) de P. Rigaux. :

http://files.biolovision.net/www.faune-paca.org/userfiles/FPP13InventairemicromammifresRNRPartias2012_1.pdf

Et aussi les pages 80 à 87 du rapport "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, de Gourdain P., Poncet L., Haffner P., Siblet J-P., Olivereau F. et Hesse S. (<http://tinyurl.com/zfacemq>)

Lors des captures, les animaux peuvent être marqués afin d'être identifiés lors d'opérations de recaptures.

1.9.1.2 Pièges photographiques

Déjà disponibles depuis une vingtaine d'années, les pièges photographiques permettent de prendre en photo les animaux lors de leur passage devant un capteur infrarouge. La technologie a considérablement progressé au cours de ces dernières années offrant désormais des solutions adaptées à un grand nombre de situations pour des prix abordables. Considérant l'innovation technologiques dans ce domaine, les pièges photographiques sont traités dans le chapitre des techniques innovantes.



Reconyx HC600 source : reconyx.fr

1.9.2 Indices de présence

La plupart des mammifères laisse souvent des indices de leur présence : poils, empreintes, déjections, restes de repas, galeries creusées ...

L'observation de ces indices de présence sera faite à l'oeil nu. A noter que l'utilisation des indices de présence nécessite une grande connaissance des espèces. Avec de l'expérience et en couplant cette technique avec le piégeage, il est possible d'identifier les espèces par les indices de présence.

Le Louarn, 2003, sépare schématiquement les rongeurs "souterrains" des autres à vie plus aérienne pour repérer les indices de présence. Les rongeurs "souterrains" se repèrent par leurs galeries débouchant à l'air libre, souvent creusées à faible profondeur. Par exemple, le campagnol des champs tond la végétation des abords des terriers reliés par des coulées dans lesquelles il dépose ses fèces. Les autres espèces plus souterraines ne laissant au dehors que peu de traces de ce type.

Pour les rongeurs vivant plus particulièrement à l'air libre, les principaux indices seront les sentiers et les pistes. Beaucoup de rongeurs longent les haies ou les murs et la hauteur de passage permet d'estimer la taille de l'animal. Les "grimpeurs", vont par exemple laisser des traces de griffes sur l'écorce des arbres fréquentés.

Certaines espèces vont confectionner des nids durant l'élevage des jeunes ou pour l'hiver. Les caractéristiques de ces nids peuvent permettre de déterminer parfois l'espèce (Rat des moissons, Muscardin, Lérot...).

Les restes de nourriture portant des traces de dents sont également un bon indice de présence, particulièrement pour les espèces granivores. Par exemple, on observe des traces d'incisives sur le pourtour de l'ouverture de la noisette chez le Mulot sylvestre alors que ces marques sont rarement visibles dans le cas des noisettes ouvertes par le Campagnol roussâtre. Dans le cas du Muscardin, le

bord interne de la noisette consommé par cette espèce paraît lisse, il ne comporte pas de traces de dents comme pour d'autres espèces.

Des fragments de végétaux déposés sur un îlot ou des roseaux sont caractéristiques du Campagnol amphibie.

Les tailles et la forme des fèces peut parfois renseigner sur l'espèce.

Les empreintes des pattes des micromammifères sur la neige ou des sols meubles permettent souvent de déterminer l'espèce. Il faut bien observer la taille des empreintes, leurs espacements longitudinal et latéral, la forme des doigts ou des palmures etc... De nombreux guide de détermination d'empreinte peuvent permettre d'identifier l'espèce.

Pour le cas particulier des rongeurs, on consultera utilement l'ouvrage de Le Louarn et Quéré "Les rongeurs de France" (cf. bibliographie).

1.9.2.1 Pièges à traces

Le piège à traces consiste à réaliser une aire de sol meuble (argile, sable..) ou placer des plaques d'aluminium, du papier contact, du talc ou de l'encre au niveau d'une zone de passage privilégiée des animaux. Ce type de piège a été beaucoup utilisé tant pour les petits que pour les grands mammifères et ce, depuis la fin des années 1950. Aujourd'hui, au moins pour les grands mammifères, le développement des pièges photographiques tend à réduire le recours aux pièges à traces.



Piège à traces avec du Limon en passage inférieur. Source Vanpeene-Bruhier, 2005.

Citons également pour mémoire les pièges à poils. Ils sont généralement peu utilisés dans le cadre d'inventaire pour des études réglementaires. Ces pièges peuvent être de différents types : avec ou sans appât, fermés ou ouverts, à terre ou fixés sur un arbre etc... Les poils ainsi collectés sont observés à la loupe et au microscope. Dans ce cas, il n'est pas toujours possible de parvenir à distinguer une espèce précise mais au moins un groupe d'espèce. A noter que les poils peuvent également faire l'objet d'une analyse ADN afin de déterminer avec précision l'espèce à qui ils appartiennent. L'identification par technique ADN sera développée dans le chapitre sur les techniques innovantes.

Exemple de piège à poils :

http://www.baznat.net/atlasmam/dwl/protocole_piege_a_poils.pdf

1.9.2.2 Analyse des pelotes de réjection des rapaces

Les rapaces se nourrissant souvent de micromammifères, l'analyse de leurs pelotes de réjection permettra de trouver des squelettes et d'arriver la plupart du temps jusqu'à l'espèce. Cette méthode permet de recenser la présence de micromammifères dans le rayon de chasse du dit rapace. Les analyses des pelotes nécessitent une loupe, de préférence binoculaire et d'une bonne clé de détermination.



Pelote de réjection de rapace, avec plumes et os - cc-by-sa 4 - Lamiot

Il est délicat de désigner une technique plus efficace qu'une autre tant cela dépend des conditions du milieu, le l'objectif et de l'espèce recherchée et des compétences de l'inventeur. Chaque situation est donc à traiter spécifiquement.

1.10 Mammifères - autres mammifères

Sont regroupés ici tous les mammifères à l'exception des chiroptères et des micromammifères. Sont donc pris en compte ici les grands ongulés (Cerfs, chevreuils, Daim, Sanglier, Chamois, Isard, Bouquetin des Alpes, Mouflon), les Lagomorphes (Lièvres, Lapin de Garenne), les carnivores (Loup, Lynx, Ours Renard, Chat sauvage, Genette, Loutre, Martre, Fouine, Blaireau, Hermine, Belette, Putois, Vison d'Europe, Vison d'Amérique), les grands rongeurs (Castor, Ragondin, Rat musqué, Ecureuil roux) et les Erinacéomorphes (Hérisson d'Europe).

1.10.1 Par contact direct

Les techniques d'observation directes se font essentiellement à vue, à l'aide de jumelles, de préférence. Les animaux étant discrets et la plupart craintifs, la patience est nécessaire pour qui souhaite les observer !

Les comptages dits "au phare", c'est à dire utilisant une source lumineuse de forte intensité, capable d'éclairer à environ 300 mètres, sont bien adaptés aux animaux crépusculaires et nocturnes. Ce comptage consiste généralement à parcourir des chemins en voiture à allure du pas ou à pied en dirigeant le faisceau lumineux de part et d'autre du chemin. Cette technique est souvent utilisée par les fédérations de chasse pour des comptages de gibier. A noter que la recherche et la poursuite du gibier (au sens d'espèces chassables) étant interdite par l'arrêté ministériel du 1 août 1986¹, des autorisations spécifiques sont à demander auprès des Directions Départementales des Territoires (et de la Mer) (DDT(M)) pour pouvoir utiliser cette technique. Cette technique peut être utilisée toute l'année selon les espèces à rechercher.

Dans le cadre d'inventaires à des fins d'études réglementaires, les techniques les plus couramment utilisées sont la recherche d'indices de présence et la pose de pièges photographiques. La technique

¹ arrêté relatif à divers procédés de chasse, de destruction des animaux nuisibles et à la reprise du gibier vivant dans un but de repeuplement

d'écoute, nocturne en particulier, donnera également de bons résultats pour certaines espèces comme le Chevreuil (abolement) ou pour le Cerf en période de brame.

Tout comme pour les oiseaux, la technique de la "repassé" fonctionne assez bien pour certaines espèces comme pour le Loup par exemple.

1.10.1.1 Capture et/ou marquage

La capture et/ou marquage pour cette catégorie des autres mammifères est plus compliquée à mettre en oeuvre que pour les autres mammifères. D'une part parce que la taille des grands ongulés est un obstacle à la capture et d'autre part parce que le statut d'espèce "gibier" (Cerf, Chevreuil...) voire d'espèces protégées (Hérisson d'Europe, Lynx...) rend fastidieuse le recueil des autorisations nécessaires pour réaliser une capture. Dans certains cas (signes distinctifs sur les poils, ramure du Cerf...), il est possible de faire un suivi par marquage visuel sans devoir recourir à une capture préalable. Dans le cadre d'inventaires, d'autres techniques s'avèrent davantage appropriées. Cette technique est donc plutôt réservée à des suivis et études spécifiques de dynamique de population ou d'études de déplacement des individus.

1.10.1.2 Pièges photographiques

La technique est identique à celle utilisée pour les micromammifères. Se reporter au paragraphe 1.9.1.2 ci-dessus pour plus de détails. Cette technique est toutefois plus efficace que pour les micromammifères car la détectabilité est plus forte.

Une étude comparative réalisée sur la Martre (Bull et al. 1992 in Soubelet, 2010) indiquait que la méthode du piège photographique seul ne permettait de détecter l'espèce que dans 8 % des cas par rapport à d'autres techniques d'inventaire. Toutefois, cette étude datant de 1992, il est probable que ce pourcentage soit à la hausse si elle était refaite avec du matériel actuel.

1.10.2 Indices de présence

Les indices de présence sont plus nombreux et surtout plus facile à détecter que pour les deux autres catégories de mammifères étudiés précédemment. Nous citerons les indices suivants qui ne permettent pas toujours l'identification à l'espèce lorsqu'ils sont pris seuls. La combinaison de plusieurs indices de présence et de leurs caractéristiques permet d'augmenter les chances d'aboutir à une détermination à l'espèce.

Indices de présence :

- empreintes ;
- excréments (fèces) ;
- terriers ;
- indices d'usages au sol (exemple souille des sangliers) ;
- reliefs de repas (cônes de Pomme de pin, carcasses...) ;
- sites de repos ou de reproduction (exemple bauge des sangliers, nid d'Ecureuil roux...) ;
- marques territoriales (frottis, griffage ou écorçage d'écorces par exemple) ;
- signes divers (ossements, bois de cervidés, poils...) ;
- coulées ou passages préférentiels.

Dans le domaine des indices de consommation, des zones d'herbes rases en bordure de canaux, rivières ou étangs, sont un bon indice de présence du Rat musqué et surtout de Ragondin.

Les périodes les plus favorables pour la recherche de ces indices sont au printemps et l'été le long des lisières forestières, des layons, en bordure de chemins etc...



souille de sanglier - cc-by-sa 3 Jacques Renoux

Un autre moyen de connaître la présence de mammifères est de recueillir les informations de collisions d'animaux sur les routes. Ces données peuvent être collectées soi-même en observant les accotements routiers, ou en contactant les services d'entretien des routes (service de la voirie départementale des conseils départementaux pour les routes départementales, la Direction Interdépartementale des Routes (DIR) pour les routes nationales et autoroutes non concédées, les gestionnaires d'autoroutes (SANEF, APRR, VINCI...) pour les autoroutes concédées², et enfin parfois la gendarmerie pour les collisions avec de grands animaux. Dans certaines régions, des associations ont mis en place des dispositifs pour collecter ces données. C'est le cas de l'association Picardie Nature en Picardie qui a développé l'outil "faune et route" (<http://www.faune-et-route.org/>). Le Conservatoire d'Espaces Naturels Nord - Pas-de-Calais a également mis en place un outil national de signalement de collisions routière de la faune (<http://www.faunequipeut.fr/>). C'est également le cas en Provence-Alpes-Côtes d'Azur et Rhône-Alpes avec un module spécifique "collisions routières" dans l'outil Visionature.

1.10.2.1 Pièges à traces

Ici encore, la technique est identique à celle utilisée pour les micromammifères. Se reporter au paragraphe 1.9.2.1 ci-dessus pour plus de détails.

² Les **autoroutes concédées** appartiennent à l'État qui en confie, pour une durée déterminée, le financement, la construction, l'entretien et l'exploitation à des sociétés concessionnaires d'autoroutes en contrepartie de la perception d'un péage.



Traces de sanglier dans un piège à traces à sable
cc-by-sa 3 Timberoud

1.11 Amphibiens

1.11.1 Par contact direct

L'inventaire des amphibiens fait habituellement appel à trois principales méthodes de détection :

- à vue par observation à l'oeil nu ou à l'aide de jumelles ;
- par les chants et cris émis par les individus ;
- par le piégeage (capture relâcher sur place particulièrement).

Ces techniques, à moins d'une forte pression d'inventaire, ne permettent pas d'effectuer un inventaire exhaustif. De nombreux paramètres viennent interférer avec les probabilités de détection. Pour la détection auditive, la distance entre l'émetteur du chant et l'observateur est déterminante mais également la période et horaire d'observation, les conditions climatiques, le bruit ambiant etc.

Tanadini et Schmidt, 2011 in Jean, 2013 ont démontré sur 6 espèces d'amphibiens que la probabilité de détection dépendait de la taille de la population et des conditions climatiques, même en combinant plusieurs méthodes d'inventaires. Les amphibiens étant en effet plus facilement observables durant les nuits chaudes et humides.

Pour les espèces tels que tritons et salamandres, une recherche active peut être menée en soulevant les pierres, grosses branches mortes au sol, amas de mousse etc...

Pour les observations à vue, il est préférable de les mener la nuit, à l'aide d'une lampe frontale au niveau des mares ou en bord de route sur les zones de migration de février à avril. Une épuisette peut être utile pour aider à la détermination de certains anoures mais aussi pour la capture des Tritons adultes et pour identifier les têtards et larves d'Urodèles. Susceptible d'être très perturbante, l'épuisette sera utilisée avec la plus grande parcimonie !

Il est également possible d'identifier les espèces à partir des pontes, certaines étant très caractéristiques. Pour cela, on utilisera utilement le guide " Identifier les œufs et larves des amphibiens de France" de Miaud et Muratet (cf bibliographie).

Pour l'écoute des amphibiens, les périodes favorables dépendent de chaque espèce et des conditions locales et annuelles. Voici quelques exemples d'après Fiers, 2004 :

- Crapaud calamite : d'avril au 10 juin (maximum en avril-mai, sujet à variation selon les régions) ;
- Crapaud commun : difficile à détecter (maximum en mars) ;
- Grenouille rousse : détectabilité très faible mais les chœurs ont tout de même une certaine puissance acoustique. La détection est envisageable si le bruit de fond du site est limité ;
- Pélodyte ponctué : de fin mars au 20 mai (maximum d'avril au 10 mai) ;
- Rainette verte : de mi-avril à juillet (maximum de mai au 10 juin).

Globalement, la période de l'année la plus favorable pour inventorier les amphibiens se situe de février à juillet.

Certaines espèces d'amphibiens vocalisent principalement ou exclusivement sous l'eau (Grenouille agile, Grenouille des champs, Pélobate brun). Les sons émis dans l'eau sont fortement atténués à l'interface entre l'eau et l'air. Pour ces espèces, il est donc préférable d'utiliser des hydrophones (Dutilleux & Curé, 2016³).

1.11.1.1 Piégeage (capture relâcher sur place particulièrement).

Sur certains axes de déplacement, des barrages temporaires sont mis en place de part et d'autre des routes lors des périodes de migration afin d'éviter que les individus soient écrasés par les véhicules. Ces barrages sont réalisés en tendant une bâche le long de la route faisant barrière pour les amphibiens. Ces derniers tombent dans des seaux placés régulièrement le long de la bâche. Tous les matins, une personne doit relever les seaux pour faire traverser les amphibiens de l'autre côté de la route. Ces dispositifs mis en place généralement par des associations de février à mars permettent d'effectuer des inventaires à la fois qualitatifs et quantitatifs.

A l'exception de ces barrages temporaires, les inventaires menés dans le cadre d'études réglementaires ne nécessitent pas forcément de capturer les individus pour les identifier sauf peut-être pour la détermination de certains Tritons ou de taxons proches comme les grenouilles rousses et agiles. A noter que la capture d'espèces protégées à des fins d'inventaire, y compris si le relâcher est immédiat, nécessite une demande de dérogation aux interdictions relatives aux espèces protégées auprès des DDT ou des DREAL. Enfin, il est indispensable de prendre connaissance du "protocole d'hygiène pour limiter la dissémination de la Chytridiomycose lors d'intervention sur le terrain "(Bull. Soc. Herp. Fr., 2010) disponible en ligne (<http://tinyurl.com/zb67d8m>).

De nombreux pièges passifs existent pour la capture des amphibiens, en particulier lors de leur phase aquatique. On peut citer par exemple :

http://www.reserves-naturelles.org/sites/default/files/fichiers/protocole_amphibiens.pdf

1.11.2 Indices de Présence

Pour les amphibiens, il n'y a pas à proprement parler d'indices de présence, du moins pas d'indices de présence utilisables pour des inventaires à des fins d'études réglementaires. Citons tout de même les éléments ADN libérés par les amphibiens et pouvant être utilisés à des fins d'inventaire. Se reporter au chapitre dédié aux techniques d'inventaire utilisant l'ADN pour davantage d'informations.

³ <http://www.conforg.fr/cfa2016/cdrom/data/articles/000455.pdf>

1.12 Reptiles

1.12.1 Par contact direct

L'observation des reptiles n'est pas aisée car ce sont des animaux très discrets sous nos latitudes. Par ailleurs, les densités sont généralement assez faibles et les individus peuvent rester inactifs durant de longues périodes. Pour une observation directe à l'oeil nu ou aux jumelles, les conditions optimales se situent entre 15 et 19°C lorsque le ciel voit l'alternance de passages nuageux et d'éclaircies, ponctuées de quelques averses venant refroidir l'atmosphère, obligeant ainsi les animaux à s'exposer pour assurer leur thermorégulation (Graitson, 2009). Cette technique concerne surtout les Lézards ou quelques serpents héliophiles comme la Couleuvre de Montpellier (Olivier et Maillet, 2013).

La méthode d'inventaire la plus couramment utilisée en Europe occidentale est celle des "plaques refuges" ou "abris artificiels" qui consiste à déposer à même le sol des plaques d'environ 1 m². Le matériau utilisé importe peu tant qu'il permet d'accumuler de la chaleur. L'idéal est d'utiliser des plaques de fibrociment ondulé ou des bâches en toile foncées. Pour un inventaire quantitatif, il suffit de soulever les plaques au moins 5 fois par an, sur plusieurs saisons (Graitson & Naulleau, 2005). Les mois d'avril et mai sont très propices à la recherche des reptiles qui se montrent moins discrets qu'à l'ordinaire (Graitson, 2009). Une dizaine de relevés est préférable, en les concentrant au moment où les conditions sont optimales. On prendra soin d'éviter les périodes les plus chaudes et sèches de l'année. Les conditions optimales d'observation à l'aide de plaques refuges se situent lorsque la température de l'air est élevée avec soleil ou ciel couvert (Graitson, 2009).

Afin de limiter le dérangement, une plaque en plexiglas, doublée d'une bâche foncée peut être utilisée. Il suffit de soulever la bâche pour observer ce qu'il y a sous le plexiglas.



Plaque à reptiles. Source : smiril.fr

La taille à utiliser pour les plaques est un compromis entre maniabilité, transport et surface suffisante selon l'espèce. En France la taille des plaques utilisées varie de 0,4 à 2 m² alors qu'en Suisse ou en Grande Bretagne, la taille recommandée est de 0,5 m² (Graitson & Naulleau, 2005). Pour les grandes espèces comme la Couleuvre à collier, il est préférable d'utiliser des plaques de plus de 0,5 m².

Ces plaques sont à disposer au moins deux mois avant la période d'inventaire dans des sites potentiellement favorables aux espèces recherchées. La fréquentation des plaques par les reptiles peut être extrêmement variable sur à peine quelques mètres (Graitson & Naulleau, 2005). Les plaques seront placées préférentiellement au niveau d'ourlets herbeux buissonnants, à la base de murs en pierre sèche, de roches, sur des talus etc... Toutes les expositions d'Est en Ouest en passant par le Sud peuvent être

favorables. Une densité de 5 à 10 abris artificiels par hectare semble adaptée (Graitson & Naulleau, 2005).

Pour des suivi de population et dénombrement, il est possible de multiplier la relève des plaques refuges et/ou d'identifier les individus par marquage, notamment visuel (photographie de la tête et de la queue) car pour certains reptiles comme le Lézard vivipare ou le Lézard des souches, les motifs de la tête et de la queue sont propres à chaque individu.

Pour effectuer un inventaire dans de bonnes conditions, on consultera utilement le "protocole commun d'inventaire des reptiles terrestres sur les réserves naturelles" rédigé par Olivier A. et Maillet G en 2013 (<http://tinyurl.com/jtdb3rf>).

Ces plaques peuvent aussi permettre de compléter l'inventaire d'autres groupes. En effet, il s'agit également de milieux attractifs pour de nombreuses autres espèces (micromammifères, amphibiens).

1.12.2 Indices de Présence

Les reptiles adultes muent deux à trois fois par an. Il est donc possible de trouver ces mues dans les broussailles, entre les roches ou sous des débris. Ces mues restent assez longtemps en place avant que les intempéries et les micro-organismes les fassent disparaître (Graitson, 2009). En examinant soigneusement l'écaillage de ces mues, il est possible d'identifier l'espèce en utilisant des guides de détermination spécialisés (Cheylan, 1981).

1.13 Insectes - Rhopalocères

1.13.1 Par contact direct

Le groupe des Rhopalocères correspond schématiquement aux papillons dits "de jour" par rapport aux Hétérocères correspondant schématiquement aux papillons dits "de nuit". Toutefois il peut exister certains Rhopalocères nocturnes et des Hétérocères diurnes, tels que les Zygènes par exemple !

Morphologiquement, le groupe des Rhopalocères se distingue par des espèces avec des « antennes avec une massue », se terminant par une sorte de boule. Alors que le groupe des « hétérocères » comporte des espèces avec des « antennes de formes diverses ». Ce sont donc les papillons de jour qui se distinguent de tous les autres par la forme de leurs antennes.

Il existe environ 250 espèces de Rhopalocères et leur identification ne pose guère trop de difficultés, du moins pas autant que pour le groupe des Hétérocères. Ils sont présents dans de nombreux milieux et constituent de bons indicateurs. C'est notamment pour ces raisons, mais également parce que certaines espèces sont protégées, que le groupe des Rhopalocères est souvent étudié dans le cadre des inventaires pour les études "réglementaires".

L'identification peut se faire à l'oeil nu, aux jumelles ou pour des espèces assez proches, en les observant attentivement après capture au filet à papillon.

Un autre moyen d'inventorier les Rhopalocères est de rechercher les différents stades du cycle de vie des papillons à savoir les chenilles, les oeufs et les chrysalides. Certains guides de détermination fournissent des éléments pour identifier ces spécimens. Par ailleurs, la présence d'oeufs, de chenilles ou de chrysalides permet d'avoir des preuves de la reproduction d'une espèce sur un site donné contrairement au papillon adulte qui peut se déplacer sur de grandes distances. L'identification des chenilles est également utile pour les espèces en faible effectif à l'état adulte mais en nombre important en phase larvaire (Demerges, 2000 in Fiers, 2004). Le comptage des pontes reste ciblé à certaines espèces de Rhopalocères comme *Maculinea alcon* qui pond sur des gentianes, principalement *Gentiana pneumonanthe* ou *Gentiana cruciata* (Tanguy & Gourdain, 2011).

Afin d'obtenir un inventaire assez exhaustif, 4 à 5 prospections sur l'année sont recommandées pour inclure les espèces vernales et automnales mais 2 prospections pendant la période de vol maximale permet déjà de recenser la majorité des espèces présentes (Tanguy & Gourdain, 2011). Dans la zone méditerranéenne, la période de vol s'étend 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 (Tanguy & Gourdain, 2011).

1.13.2 Indices de Présence

Les principaux indices de présence des Rhopalocères sont les restes des mues de chenille et les restes d'ailes trouvés sous les reposoirs de ses prédateurs (chauves-souris notamment). Ces indices de présence sont tout de même si peu abondants qu'ils ne pourront être retenus pour effectuer un inventaire dans le cadre des études "réglementaires".

1.14 Insectes - Orthoptères

1.14.1 Par contact direct

Le groupe des orthoptères ne pose pas de difficultés particulières pour l'identification. De ce fait, il est de plus en plus souvent inclus dans les études "réglementaires". Deux principales techniques sont utilisées pour inventorier les orthoptères, l'identification à vue et l'identification sonore.

1.14.1.1 Identification à vue

Considérant la petite taille des orthoptères, il est nécessaire de les capturer pour pouvoir les identifier dans de bonnes conditions. Il est possible d'utiliser un filet fauchoir mais cette technique donne des résultats assez décevants (Puissant, 1999 in Fiers, 2004). La meilleure technique pour l'identification à vue est donc de capturer les individus à la main. Chez des espèces très proches comme le groupe des *Chorthippus*, la seule détermination à vue ne suffit pas, il faut recourir également à l'écoute des chants émis par les individus.

1.14.1.2 Identification sonore

Cette technique consiste à écouter le chant émis par les individus de jour ou de nuit selon les espèces. Plusieurs guides sonores de référence sont désormais disponibles pour l'identification à l'oreille. Pour faciliter l'identification sonore, il est possible d'enregistrer les sons avec un enregistreur de qualité (capable d'enregistrer en qualité "CD" c'est à dire au format WAV à une fréquence d'échantillonnage et un taux d'échantillonnage de 44,1 KHz et une résolution de 16 bits). L'enregistrement permettra d'analyser les sons grâce à des logiciels comme Avisoft, Batsound ou Audacity en observant le sonagramme présentant souvent une forme caractéristique de l'espèce. Certains sonagrammes de référence sont présentés dans l'ouvrage de Sardet, Roesti et Braud "cahier d'identification des Orthoptères" aux éditions Biotope paru en 2015.

Certains orthoptères émettent des sons dont les fréquences sont supérieures aux limites de nos capacités auditives soit au delà de 20 khz voire moins en fonction de l'âge ou chez certaines personnes. Ces émissions dans la gamme de l'ultra sonore peuvent être détectées grâce à des détecteurs d'ultrasons, très utilisés pour l'étude des Chauves-souris. Avec ces détecteurs, il est possible d'identifier les espèces soit en utilisant le mode "hétérodyne" du détecteur qui permet de rendre audible les signaux ultrasonores, soit en mode "expansion de temps" qui permet d'étirer le signal de 10 fois le rendant audible et adapté à une analyse fine. Il est aussi possible d'utiliser du matériel audio générique permettant d'enregistrer avec une fréquence d'échantillonnage à 96 kHz ou 192 kHz avec un microphone pour ultrasons. De nombreuses informations et sons de référence sont disponibles sur le site internet de l'organisation Tela orthoptera (<http://tela-orthoptera.org/wakka.php?wiki=BanqueSon>).

Qu'il s'agisse d'identification à vue ou sonore, elle peut être effectuée à n'importe quel moment de la journée en évitant toutefois l'aube où les animaux sont souvent inactifs en raison de températures fraîches. L'identification sonore de certaines espèces est également possible la nuit. La période favorable s'étend du milieu du printemps jusqu'au milieu de l'automne avec un pic pendant les mois les plus chauds (Tanguy & Gourdain, 2011). Au moins trois passages sont recommandés sur les secteurs les plus favorables aux espèces remarquables.

1.14.2 Indices de Présence

Les orthoptères ne laissent que très peu d'indices de présence à part leur façon de consommer les végétaux. Toutefois à notre connaissance, il n'existe pas de références permettant d'identifier les orthoptères sur la base d'indices de présence. Certains restes d'orthoptères peuvent toutefois se retrouver dans des pelotes de réjection.

1.15 Insectes - Odonates

1.15.1 Par contact direct

L'ordre des odonates se scinde en deux sous-ordres : les anisoptères appelés communément "libellules" au corps trapu et aux ailes antérieures et postérieures différentes et les zygoptères, appelés communément "demoiselles", au corps très fin et aux quatre ailes identiques.

L'identification des imagos (stade succédant à la larve) est possible directement à l'oeil nu ou aux jumelles, au moins pour un spécialiste averti. Pour certains taxons proches, il peut être nécessaire de capturer l'individu au filet pour observer des critères spécifiques d'identification. Considérant le faible nombre d'espèces, la variabilité et la taille importante de ces insectes, leur détermination ne pose généralement pas de difficultés particulières. Un filet à papillon avec un cercle de 30-75 cm environ et un manche rigide d'environ 1,30 - 1,50 m sera adapté à la capture des odonates.



Capture au filet d'odonates cc-by-sa-4 O Pichard

Il est également possible d'inventorier les autres spécimens du cycle de vie des odonates à savoir les oeufs et les larves. Cette identification permet de disposer de preuves de reproduction de l'espèce sur le site inventorié. Par ailleurs, cela permet d'avérer la présence d'espèces qui sont discrètes et peu détectables à l'état d'imago.

Les femelles d'odonates présentent des pontes "endophytes", c'est à dire à l'intérieur des tiges de plantes en déperissement ou des pontes "exophytes", c'est à dire sur des sols exondés ou en surface de l'eau. Mais l'identification des oeufs est délicate voire impossible pour de nombreuses espèces. Deux espèces produisent des oeufs aisément reconnaissables : *Chalcolestes viridis* qui pond dans l'écorce des branches de saules surplombant l'eau et *Epithea bimaculata* dont la ponte se présente sous la forme d'un cordon de gelée renfermant les oeufs.

(source <http://www.libellules.org/echantillonnage/odonates.html>).

L'identification des larves permet aussi d'attester la présence d'espèces difficilement détectables à l'état d'imago. La récolte des larves s'effectue en toute saison à l'aide d'un filet troubleau. L'identification nécessite d'avoir recours à des livres de référence. L'ouvrage "Fotogids Larven van Libellen" de Christophe Brochard & Ewoud, en néerlandais, est une très bonne référence. Pour être certain de l'identification de l'espèce, une mise en élevage de la larve peut s'avérer utile.

Dans le cadre d'inventaires, les efforts seront surtout portés par l'observation des imagos et des exuvies, dans une moindre mesure des larves.

Les relevés seront effectués en fonction de la période de vol des espèces recherchées. Les recherches seront dirigées préférentiellement vers les milieux aquatiques, en particulier vers les étangs et marais peu profonds et les ceintures d'étangs. Il ne faut pas négliger toutefois les eaux courantes que pourront préférer certaines espèces, parfois patrimoniales comme l'Agrion de mercure. Pour les espèces se développant en Plaine, la société française d'odonatologie a publié une courbe moyenne d'activité des adultes de l'ensemble des espèces et cinq types de périodes de vol (printanière, estivale etc..) :

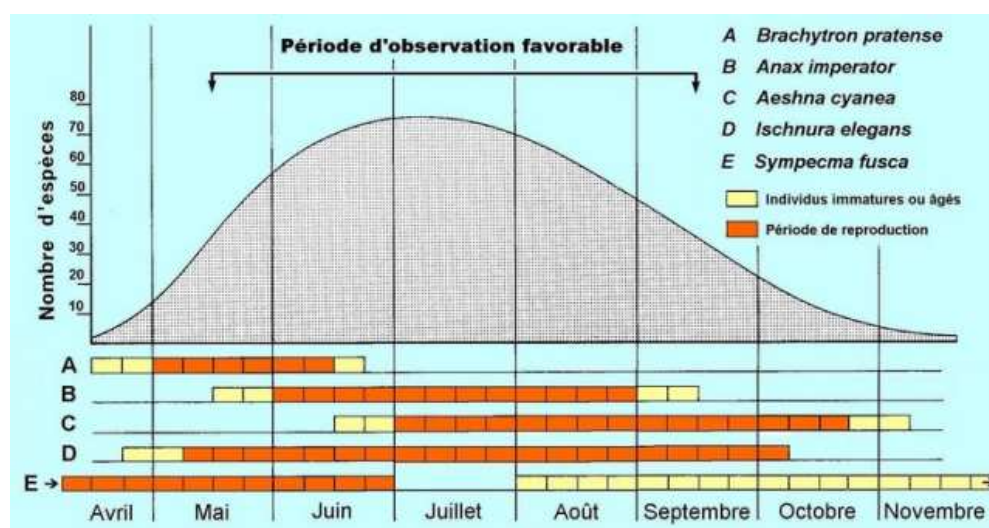


Figure 2 : Périodes de vol des odonates d'après Libellules.org, rubrique périodicité des relevés

Pour les espèces au delà de l'étage montagnard, la période de vol se décale plus ou moins vers le mois d'août.

Concernant le nombre de relevés, la société française d'Odonatologie a également publié un tableau reprenant les principaux habitats aquatiques et terrestres, le type d'objectif (inventaire, étude ou suivi) en indiquant le nombre de relevés à effectuer par an et dans quelles conditions effectuer les relevés :

Grands types d'habitats	Types d'études et nombre de relevés par an			Période (mois)	Conditions favorables (Horaires/climatologie)
Etats	Inventaire	Etude	Suivi		
Durée minimale	1 à 3 ans	3 ans et plus	annuel		Années consécutives
Habitats lenticques					Habitat larvaire
Imagos	6	10 à 12	1 à 2	Mai- octobre	10 h 30 – 15 h 30 Temps ensoleillé, vent faible, températures : > 18°C & < 30°C sous abri
Exuvies Emergences	2 ou 3	6	1 à 2	Mai- août	8 h 30 – 12 h - Temps non pluvieux, vent faible.
Larves	0 ou 1	0 à 4	0	Janvier- décembre	le matin de préférence afin de permettre rapidement la mise en élevage
Habitats lotiques					Habitat larvaire
Imagos	4	8 à 10	1 à 2	Juin- Septembre	10 h 30 – 15 h 30 Temps ensoleillé, vent faible, températures : > 18°C & < 30°C sous abri
Exuvies Emergences	1 ou 2	4	1 à 2	Mai-août	8 h 30 – 12 h - Temps non pluvieux, vent faible.
Larves	0 ou 1	0 à 4	0	Janvier- décembre	le matin de préférence afin de permettre rapidement la mise en élevage
Environnement du site de développement larvaire					Habitats terrestres (zones d'alimentation, d'abri, de repos, espèces crépusculaires...)
Imagos	4	Selon le sujet de l'étude	0	Mai- octobre	7 h à 22 h Temps ensoleillé et chaud

Figure 3 : Périodicité des relevés d'odonates d'après Libellules.org, rubrique périodicité des relevés

1.15.2 Indices de présence

Lors de la transformation de la larve en imago, l'espèce va abandonner sa dépouille larvaire, aussi appelée "exuvie" qui pourra être ensuite identifiée. A l'image de l'identification des oeufs et des larves, la présence d'exuvie apporte une preuve du caractère autochtone de l'espèce dans l'habitat. L'identification des exuvies est également utile pour certaines espèces discrètes, difficilement détectables à l'état d'imago. La recherche d'exuvies peut également être effectuée par tous les temps à la différence de la recherche des imagos qui doit être évitée lorsque les conditions climatiques sont mauvaises.

Les exuvies sont situées en moyenne entre 10 et 50 cm de hauteur dans la végétation (Dommanget, 1981 in Fiers 2004). L'utilisation d'une loupe binoculaire est nécessaire pour l'identification des exuvies.

Adultes	Exuvies	Larves	Grands types d'habitats odonatologiques et aspects généraux à prendre en compte
■ ■	■	■	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 (et environnement) - environnement du site (milieux terrestres...) - très végétalisées (broussailles, ronciers, etc.) - peu végétalisées (rives dénudées, petits hélophytes...)
■ ■ ■ ■	■	■ ■ ■	Étangs, 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...) - assèchement (vidange, mise en assec, baisse du niveau, etc.)
■ ■ ■	■	■	Tourbières à sphaignes - environnement du site (milieux terrestres...) - fosses d'exploitations, fossés, rigoles et gouilles - sphaignes vivantes (tapis flottants...)

Figure 4 : Résumé des diverses possibilités d'échantillonnage en fonction des grands types d'habitats. Source libellules.org

1.16 Insectes - Coléoptères

1.16.1 Par contact direct

Le groupe des coléoptères est souvent pris en compte dans les études "réglementaires" car il comporte des espèces patrimoniales ou protégées parmi les saproxylophages en particulier (Rosalie des alpes, Grand capricorne, Lucane Cerf Volant, Pique prune, Taupin violacé...). C'est donc particulièrement pour ce type de espèces que nous présenterons les techniques d'inventaire utilisables.

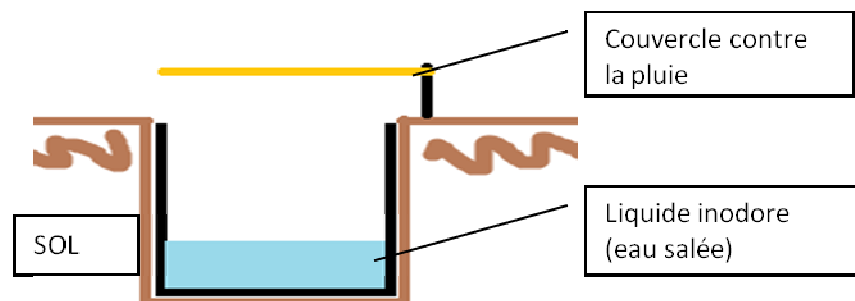
La principale technique utilisée pour les coléoptères est l'identification à vue par recherche directe ou par piégeage

1.16.1.1 Identification à vue

L'identification à vue peut se faire en recherchant des espèces dans leurs habitats privilégiés (vieux troncs morts avec des écorces, champignons arboricoles) soit à main nue soit en utilisant des outils comme un piochon, un écorçoir, un filet fauchoir, une nappe montée pour le battage etc. Une lampe torche est utile pour bien voir dans les anfractuosités des habitats occupés par ces insectes. Cette technique nécessite de bien connaître l'écologie des espèces recherchées pour cibler au mieux les recherches.

L'autre technique souvent utilisée est celle du piégeage. S'il s'agit d'une recherche d'espèces protégées, une dérogation aux interdictions de capture sera à solliciter auprès des services déconcentrés de l'Etat.

La principale technique de piégeage consiste à utiliser des pièges à fosse (type piège Barber) constitué d'un récipient enterré, dont l'ouverture affleure (Brustel, 2002 in Fiers, 2004). Plusieurs mélanges peuvent être versés dans le récipient. Il est généralement rempli au trois quarts d'un mélange non attractif de propylène glycol qui agit comme conservateur en évitant la décomposition des insectes récoltés, et de quelques gouttes de liquide de vaisselle (agent tensioactif) qui fait couler les individus au fond du récipient.



Le piège Barber (1931)

Schéma du piège Barber. Source : http://www.supagro.fr/ress-pepites/carabes/co/6_Echantillonnage.html

Une version modifiée du piège Barber, le piège Nordlander, avec couvercle intégré et à parois percées de trous d'entrée circulaires, peut aussi être utilisé.

Dans certains cas, en particulier pour les espèces nécrophages ou coprophages il peut être utile de placer au fond du piège ou en surface des appâts correspondants à la ressource alimentaire recherchée par l'insecte à inventorier. L'utilisation de bière ou de vin peut aussi donner de bons résultats comme appât mais cette méthode est non sélective et fonctionne mieux dans les milieux chauds et secs (Fiers, 2004).

Pour les larves et adultes d'insectes saproxyliques, la pose d'enceintes à émergences donne de bons résultats. A la charnière entre la vie larvaire et la vie adulte, l'émergence est l'occasion d'observer des espèces déterminables (imagos) et pour lesquelles il est possible d'affirmer l'origine exacte (habitat et localité de développement) (Fiers, 2004). Cette technique utilise des enceintes hermétiques et opaques qui coiffent ou entourent, in situ, le substrat déjà colonisé par les larves des espèces qui seront dénombrées (tronc, champignon...) (Fiers, 2004). Les captures sont basées sur le phototropisme des insectes qui, après émergence, se dirigent vers une ouverture lumineuse équipée d'un système collecteur (Basset, 1985 in Fiers, 2004). D'autres techniques sont également utilisables mais dans une moindre mesure pour les coléoptères (pièges malaises, pièges lumineux, fauchage de la végétation...)

Pour plus d'informations sur ces techniques, on se reportera au guide pratique des principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité (Fiers, 2004).

1.16.2 Indices de Présence

Il est possible de trouver plusieurs types d'indices de présence, en particulier pour les coléoptères saproxyliques de grande taille. La nature de ces indices dépend du mode de vie de l'espèce en question et de ses prédateurs. Les principaux indices seront les parties du corps non consommées par les prédateurs (tête, élytres...), crottes des larves, galeries dans le bois, trou d'émergence etc...

Par exemple, dans l'aire de répartition du Faucon hobereau et du Lucane cerf-volant, il est possible de trouver en lisière de forêt une tête de Lucane cerf-volant laissée par le Faucon hobereau. Pour la recherche du Pique prune, les crottes des larves dans et à la surface du terreau sont caractéristiques de l'espèce et peuvent suffire à prouver la présence de l'espèce dans une cavité (Meurgey, 2001).

1.17 Poissons d'eau douce

1.17.1 Par contact direct

L'observation à vue de poissons dans l'eau nécessite de la patience, une eau très claire et des lunettes polarisantes pour s'affranchir des reflets sur l'eau. Cette technique étant très aléatoire, on lui préférera dans le cadre d'inventaires pour des études réglementaires la pêche électrique. Cette dernière peut se pratiquer dans les étangs, lacs et cours d'eau de faible profondeur ou à proximité des berges des cours d'eau plus profonds. Il suffit de plonger dans l'eau des électrodes délivrant du courant fourni par une batterie ou un groupe électrogène. Les poissons sont ainsi tétanisés quelques instants, laissant ainsi du temps pour les capturer à des fins de détermination et dénombrement. Ils sont ensuite remis à l'eau sans incidence notable sur leur santé.

Pour plus d'information se reporter au "*Guide pratique de mise en œuvre des opérations de pêche à l'électricité*" (Belliard et al., Onema, 2008).

Pour pratiquer une pêche électrique, une autorisation est à recueillir auprès de l'autorité administrative (DDT le plus souvent) conformément à l'article L436-9 du code de l'environnement. Les éléments à fournir sont précisés par l'article R 432-8 du même code. Sur les lacs et cours d'eau de grand gabarit ainsi que sur les cours d'eau saumâtres, une pêche au filet sera plus adaptée pour inventorier les espèces présentes (Fiers, 2004).

Il est également possible de capturer les individus à l'aide de pièges passifs : nasses ou engins de pêche de type verveux. Les poissons peuvent aussi être comptés au niveau de passes à poissons, de frayères. Les pêcheurs amateurs ou professionnels peuvent également apporter de précieuses informations sur les espèces présentes sur un site.



Pose d'un verveux pour l'échantillonnage d'un plan d'eau. © DUBOST Environnement

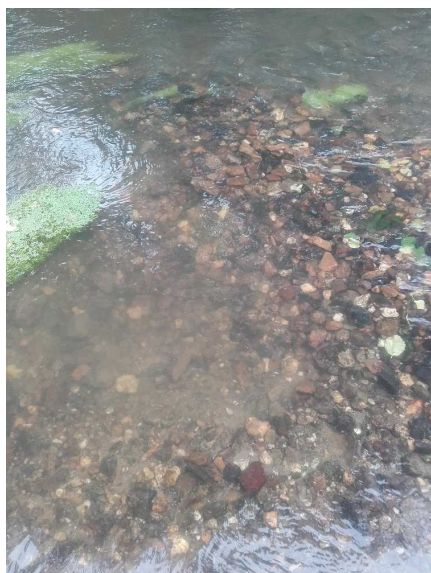
1.17.2 Indices de Présence

Les poissons laissent peu d'indices de présence. Certains poissons marins comme les raies laissent des capsules de leurs œufs visibles sur les plages tout au long de l'année.



Capsule d'œuf de Raie cc-by-sa 3 Xtylee

Les indices de présence de frayères peuvent parfois être identifiés sur le terrain par la présence de graviers retournés, de nids à Lamproies...



Frayères de lamproies marines sur le Couesnon. © R. Pellerin, FDAAPPMA 35

1.18 Invertébrés aquatiques (insectes)

D'une manière générale, les animaux non vertébrés représentent 98 % de la faune aquatique et se répartissent de la façon suivante : les protozoaires 22%, les vers : 25 %, les insectes 37 %, les mollusques 2 %, les arachnides 7% et les crustacés 5% (Direction Régionale de l'Environnement Auvergne, 2009).

Dans le cadre de ce document, seuls les insectes aquatiques seront traités.

1.18.1 Par contact direct

Les principaux groupes d'insectes aquatiques sont les suivants :

Ordre des Odonates : Ce groupe a déjà été traité ci-dessus.

Ordre des Coléoptères aquatiques : Le groupe des coléoptères est essentiellement composé d'espèces terrestres mais certaines espèces sont adaptées au milieu aquatique. On peut distinguer dans le groupe des coléoptères trois sous groupes : les herbivores, les carnassiers et les détritivores, au moins

au stade adulte. La famille la plus importante est celle des Hydrophilidae comportant des animaux de taille très variable de 1 mm jusqu'à 5 cm pour les plus grandes espèces. On rencontre également des espèces aquatiques chez les Donaciinae, les Hydradephaga (groupe qui recouvre les Dytiscidae, Haliplidae, Hygrobiidae, Gyrinidae et Noteridae) et les Heteroceridae. On rencontre dans le groupe des coléoptères des espèces amphibies comme les Coelostoma ou les dryops qui appartiennent à la famille des Dryopidae.

Ordre des Ephémères. Ces espèces font partie du plancton aérien. Elles vivent 3 ans à l'état de larve aquatique avant d'éclore et donner vie à un adulte volant.

Ordre des Plécoptères. Ces espèces sont le plus souvent inféodées aux eaux vives. Cet ordre regroupe des espèces phytophages, omnivores, détritivores et carnivores. Les adultes sont aériens mais les individus immatures (naïades et Nymphes) vivent dans l'eau.

Ordre des Trichoptères. Egalement appelés Phryganes, ils comportent surtout des espèces d'eaux courantes mais également d'eaux stagnantes. Les larves sont capables de produire de la soie pour se confectionner un fourreau protecteur. Ces fourreaux peuvent être aussi constitués de feuilles mortes, brindilles ou cailloux selon les espèces.

Ces trois ordres, Ephémères, Plécoptères et Trichoptères sont souvent pris en compte dans les études pour évaluer la qualité d'un cours d'eau ou d'une pièce d'eau. On parle alors des espèces d'insectes aquatiques du groupe EPT.

Sous ordre des Hétéroptères (fait partie de l'ordre des Hémiptères). Ils se répartissent en deux groupes, les Cryptocérates qui comprend des punaises strictement aquatiques (famille des Hydrocorises) et les Gymnocérates qui rassemble les punaises terrestres (famille des Géocorises) et la famille des Gerromopha, les punaises semi-aquatiques.

Ordre des Diptères. Pour ce groupe, la quasi totalité des insectes aquatiques sont des larves ou des nymphes de diptères (ex : larves de moustiques, larves de chironome...). Tous les diptères ne se développent pas dans l'eau, beaucoup grandissent dans la terre humide.

D'autres ordres d'insectes sont composés d'espèces aquatiques. C'est le cas de plusieurs familles de papillons dont les chenilles consomment des nénuphars, de collemboles, de quelques hyménoptères etc...

Les échantillons peuvent être prélevés à l'aide d'un carottier, un troubleau, une nasse ou une benne selon la profondeur de l'eau.



Filet troubleau. Source : cahurel-entomologie.com

La technique d'inventaire au filet troubleau peut se faire de différentes façons, soit au hasard, soit en ciblant les milieux favorables à une espèce recherchée :

- en raclant le fond du cours d'eau ou de la pièce d'eau en effectuant 2 ou 3 allers-retours avec le troubleau
- en donnant des coups de filet dans l'eau

Le contenu du filet est ensuite transféré dans un bac, tamisé et les organismes placés dans l'alcool à 80 %.

Il est aussi possible d'inspecter les substrats mobiles de grande taille (blocs, galets, bois mort..) à la recherche de stades larvaires bien développés.

Il est également possible de récolter un échantillon du substrat pour analyser par la suite. Cette technique est à privilégier si la connaissance de la richesse taxonomique d'une station est recherchée (Mazuer *et al.*, 2007).

Les insectes sont ensuite examinés en laboratoire sous loupe binoculaire voire sous microscope pour les espèces les plus petites ou pour des détails particuliers.

Ces techniques permettent également d'échantillonner les différents autres groupes d'invertébrés aquatiques qui pourront également être examinés au besoin.

1.18.2 Indices de Présence

Pour les groupes d'insectes aquatiques listés précédemment, seuls les Odonates et les Trichoptères laissent des indices de présence. Les odonates, tels que présentés ci-dessus, abandonnent des exuvies issues de la métamorphose des individus. Les larves de Trichoptères construisent donc des fourreaux constitués de petites pierres ou de débris végétaux. Ces fourreaux ont des formes très diverses mais souvent caractéristiques à minima d'une famille. Il est très rarement possible d'atteindre un niveau d'identification à l'espèce sur la base de l'étude des fourreaux uniquement.

1.19 Invertébrés aquatiques : écrevisses

Neuf espèces d'écrevisse sont recensées dans les bassins de France métropolitaine dont trois natives. Les quatre fédérations de pêche et de protection des milieux aquatiques de Lorraine ont publié un guide d'identification qui traite ces neuf espèces d'écrevisses officiellement inventoriées à ce jour dans les eaux douces en France métropolitaine (Boismartel *et al.*, 2011). Le document est disponible en ligne à cette adresse :

<http://www.gt-ibma.eu/wp-content/uploads/2015/06/Guide-identification-ecrevisses-France.pdf>

Il est parfois possible de détecter leur présence à l'aide de techniques simples, comme la pêche à l'épuisette ou à la main, après retournement d'éléments du substrat (pierres), en journée, ou la recherche à vue à la lampe, de nuit en parcourant le linéaire du cours d'eau. La pose de nasses ou de balances, appâtées ou non, est aussi fréquemment utilisée. La pêche à la balance consiste à capturer les écrevisses avec une sorte de petit filet de moins de 1 m². 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 mètres. 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 mn (Tanguy & Gourdain, 2011).

Cependant, seules des techniques plus lourdes à mettre en place comme la pêche électrique ou une campagne de capture-marquage-recapture permettent d'apprécier la densité réelle de la population.

Les techniques passives (nasses, balances, appâtées ou non) sont assez sélectives. En revanche, la pêche électrique ou la pêche à l'épuisette permettent de capturer tous les stades, y compris les jeunes de l'année, ce qui permet notamment d'appréhender la dynamique de la population présente.

Les pathologies affectant les écrevisses autochtones (aphanomyose : peste des écrevisses), peuvent être véhiculées par l'Homme. Il faut donc être vigilant en procédant à une désinfection systématique du matériel de prospection. Le désinfectant à la fois bactéricide (large spectre), fongicide et virucide doit être rigoureusement employé par aspersion ou bain de trempage selon les dilutions préconisées (voire sur-dilué).

Une fois désinfecté, le matériel doit être sec avant tout contact avec le milieu aquatique. Ceci permet d'éviter la propagation de ces produits dans l'environnement. L'action des rayons UV peut compléter la destruction des agents pathogènes.

Ainsi, si plusieurs sites sont à prospector en une nuit, mieux vaut alterner avec deux paires de bottes préalablement désinfectées et sèches. Au terme d'une prospection, stocker le matériel dans un bac de rétention

1.19.1 Indices de Présence

Les écrevisses peuvent parfois devenir une part importante de l'alimentation de certaines espèces et des restes peuvent se retrouver dans les fientes (exemple ibis, hérons).

L'écrevisse de Louisiane creuse des galeries qui peuvent apparaître en cas de baisse du niveau de l'eau.

Les techniques innovantes d'inventaires

2 Techniques visuelles

2.1 Techniques par déclenchement séquentiel : Time lapse

De nombreux appareils, photographiques ou vidéo, sont programmés pour prendre une ou plusieurs photos/vidéos à un moment donné sans détection. Chaque modèle fonctionne avec un pas de temps (de quelques secondes à plusieurs heures) qu'il faut programmer. On appelle cette technique le "time lapse". Il est ensuite possible d'assembler les images pour en faire un film "en accéléré". Cette technique est proche de celle du "stop motion".

Ces appareils ne sont pas des pièges photographiques qui déclenchent au passage d'un animal car cette technique n'utilise aucun détecteur. Des pièges photographiques à détection infra rouge peuvent toutefois proposer en option de faire du Time lapse en désactivant le détecteur et en proposant des déclenchements de l'appareil photo à différents intervalles de temps ou en couplant les deux systèmes.

Ces appareils peuvent être utiles pour détecter la présence d'animaux dits "à sang froids" comme les amphibiens et reptiles qui ne permettent pas toujours le déclenchement des détecteurs de mouvement à infra-rouges.

Ces appareils coûtent de 100 à 1000 euros pour les plus perfectionnés. Exemple de modèles : TLC200 de Brinno, TimelapsecamPro ou BirdcamPro (Wingscapes by Moultrie).



Caméra Time laps TLC200 de Brinno.

Plusieurs applications de "Time lapse" sont également disponibles pour smartphone (Android, Apple, Windows...). Citons notamment les applications "Lapse It" ou "Time Movie" sur Android qui donnent de très bons résultats. Considérant la bonne autonomie et la bonne qualité de certains smartphones, cette solution peut s'avérer tout à fait utilisable dans le cadre d'inventaires naturalistes.

Le nombre de clichés importants obtenus par des caméras Time laps peut rapidement atteindre le millier voire bien davantage selon le paramétrage. L'examen des clichés un à un devient rapidement infaisable. Plusieurs logiciels sont disponibles pour aider à détecter la présence d'animaux sur une série de plusieurs milliers de clichés. Ces logiciels utilisent des algorithmes pour comparer les images les unes aux autres et identifier les images qui présentent un nombre de pixel (seuil à définir) différent d'un cliché à l'autre. C'est notamment le cas du logiciel Perceptual Image Diff (<http://pdiff.sourceforge.net/>) qui permet de comparer le nombre de pixels différents d'une image à l'autre. L'utilisation de cette technique nécessite que l'environnement capté par le champs de l'objectif soit relativement invariant, c'est à dire qu'il ne doit pas y avoir de végétation pouvant bouger avec le vent ou de risque de déplacement de l'appareil photo.

D'autres logiciels font appel à la détection visuelle humaine mais facilitent considérablement l'analyse en assemblant les images les unes derrière les autres, un curseur permet de balayer toutes ces images visuellement et de détecter ainsi plus facilement les modifications. C'est notamment le cas du logiciel Timelapse 2 (<http://saul.cpsc.ucalgary.ca/timelapse/>).

D'autres logiciels ne sont pas conçus pour de l'analyse d'images mais pour gérer les images issues de pièges photographiques (aide à la sélection des images sur la base des données EXIF des images, catalogage des images selon les espèces observées etc.. C'est notamment le cas du logiciel gratuit Camera base (<http://www.atrium-biodiversity.org/tools/camerabase/>).

2.2 Techniques par détection infra-rouge

L'infrarouge est une onde électromagnétique de fréquence inférieure à celle de la lumière visible du rouge. Ses valeurs sont comprises entre le domaine visible (700 nm) et le domaine des micro-ondes (1000 nm).



Schéma situant le domaine infrarouge par rapport au domaine visible. Source : "je-comprends-enfin.fr"

Il existe deux grands types de détecteur, les passifs et les actifs. Le premier ne fait que recevoir des signaux de longueur d'onde infra rouge thermiques alors que le second utilise un émetteur d'ondes dans le proche infrarouge et un récepteur.

2.2.1 - Détecteurs passifs

Un détecteur infrarouge passif est un dispositif électronique qui mesure la lumière infrarouge émise par les objets situés dans son champ de vision. Un mouvement ou une présence est détectée quand une source infrarouge a une température précise, comme un être humain par exemple, passe devant une autre source infrarouge ayant une température différente, comme l'environnement normal. Étant donné que tous les objets émettent ce qui est appelé la radiation du corps noir, c'est-à-dire de la chaleur, un détecteur infrarouge passif dédié peut détecter la radiation du corps noir émise. Cette radiation du corps noir est certes invisible à l'œil nu, mais elle peut être détectée par des dispositifs électroniques conçus à cet effet, qui transforment la radiation en un signal électrique. Celui-ci est analysé et, si nécessaire, le détecteur se met en mode « détection ».

Dans le cadre des techniques d'inventaires à des fins réglementaires, le détecteur infrarouge est couplé le plus souvent avec un appareil photo ou vidéo. Ces appareils réunissant à la fois un capteur et un système de capture d'image est communément appelé "piège photographique". C'est ce type d'appareil que nous allons développer dans ce document.

2.2.1.1 Les pièges photographiques :

Le premier piège photographique a été inventé à la fin des années 1890 par Georges Shiras III pour permettre des prises de vue d'animaux de nuit. Peu utilisés par la suite, il faudra attendre le début des années 80 pour que des chercheurs les utilisent pour des études spécifiques comme l'inventaire des mammifères des forêts tropicales, des léopards d'Afrique etc... (Rovero et al., 2010). Ce n'est qu'à la fin des années 1990 et en particulier 2006 que le marché des pièges photographiques explose (Rovero et al., 2010, Rovero et al., 2013), apportant une diversité d'appareil importante à des prix de plus en plus abordables. Depuis quelques années, ce matériel est venu remplacer ou du moins compléter des techniques d'inventaire plus classiques. Les innovations technologiques sont rapides dans cette catégorie de produit.

Les évolutions de ce matériel et des marques étant très rapides, l'objectif est avant tout ici de présenter les principaux critères qui contribuent à rendre cette technique fiable et pertinente pour réaliser des inventaires.

Il est important de préciser que l'efficacité d'un inventaire mené par des pièges photographiques dépendra non seulement du matériel utilisé mais en grande partie également par sa mise en place : lieu de passage des animaux, période du cycle biologique favorable, positionnement du détecteur par rapport aux espèces recherchées : frontalement ou latéralement par rapport à leurs déplacements etc... Il est aussi important d'apporter un soin particulier au camouflage et/ou à un système antivol car les vols de ces matériels sont hélas fréquents.



Reconnyx HC600 source : reconnyx.fr

De nombreuses marques proposent des pièges photographiques, citons notamment :

- Trailmaster (<http://www.trailmaster.com/>) : TM700v, TM1050, TM 1550, TM300 ou TM 550.
- Reconyx (<http://www.reconyx.com/>) : PC900 hyperfire, PC850 Hyperfire, PC800 Hyperfire...
- Moultrie (<http://www.moultriefeeders.com/>) : P180i, M999, D-80...
- Bolyguard (<http://www.bolyguard.com/>) : MG 982, SG 880...
- Bushnell (<http://bushnell.eu/fr/produits/all/trail-cameras/>).
- Cuddeback (<http://cuddeback.com/>).
- HCO (<http://www.hcooutdoors.com/>)...

Afin d'optimiser le positionnement du détecteur, il est indispensable de connaître parfaitement son mode de fonctionnement et de lire attentivement sa notice de mise en oeuvre.

2.2.1.1.1 - rapidité de déclenchement

Ce paramètre est probablement le plus important de tous. Il correspond au délai entre la détection de l'animal et la prise de vue. Plus ce délai sera court, meilleures seront les chances de capturer une image de l'animal détecté par le piège photographique. Les délais de déclenchement varient globalement de 0,2 à 1 seconde selon les modèles. Il est également important de prendre en considération le temps de latence entre deux déclenchements successifs. Plus il sera court, plus la probabilité de prendre une ou plusieurs images de l'animal en déplacement, ou des animaux s'ils sont en groupe, sera importante. Obtenir plusieurs clichés du même individu peut être important pour confirmer une identification d'espèce.

2.2.1.1.2 - paramètres de capture d'images

Selon les modèles, il est possible d'enregistrer uniquement des images ou une vidéo ou même les deux en même temps lorsque le détecteur est activé. Il est également parfois possible de paramétrer l'appareil afin de capturer des images selon certaines plages horaires (nuit uniquement, jour etc.). Sur certains modèles, il est possible de réaliser des prises de vues à intervalles réguliers (time lapse), et ce, indépendamment du capteur infrarouge, selon des valeurs prédéfinies : une image toutes les 1, 5, 15, 30 ou 60 minutes par exemple. Sur certains appareils, il est possible de définir les plages horaires à l'intérieur desquels le time lapse fonctionne. L'utilisation du time lapse peut s'avérer très utile lorsque la température de l'animal sera peu différente de celle de l'arrière plan. C'est notamment le cas pour les reptiles et les amphibiens ou pour certains insectes. Pour le traitement des images issues du time lapse, se reporter au paragraphe 2.1 ci-dessus.

2.2.1.1.3 - résolution des images

Actuellement, les résolutions des photographies proposées par la plupart des marques se situent entre 6 et 20 Mégapixels. Pour la partie vidéo, la plupart des modèles proposent une définition HD à 1080p (1920*1080 pixels). Les résolutions ne sont toutefois pas toujours synonymes de qualité d'image. Plusieurs autres facteurs interviennent et notamment, la qualité de l'objectif, le niveau de compression de l'image, le réglage de la balance des blancs, le réglage de la sensibilité, les algorithmes de traitement du bruit numérique etc... Seuls des tests réalisés par des personnes indépendantes peuvent rendre compte de la qualité réelle des images fournies. La gamme de prix est également souvent un bon indicateur de la qualité des images !

2.2.1.1.4 - zone de détection

La plupart des pièges photographiques ont une distance de détection de 15 à 25 mètres selon les notices techniques, et plutôt 10 à 15 mètres dans la pratique. Selon la largeur du cône de détection, la surface de détection du capteur infrarouge peut varier de 15,8 à 324,1 m² (Meek et al., 2012a in Rovero et al., 2013). Il n'existe pas de règle absolue pour définir ce qui est préférable, cela dépend de l'animal recherché et de l'environnement où le piège est posé. Par exemple, une grande distance de détection n'est pas à rechercher si l'animal visé est censé passer à quelques mètres seulement du piège photographique. En effet, une grande distance de détection risque d'entraîner des déclenchements inutiles si d'autres animaux passent à l'arrière plan ou si il y a de la végétation exposée au vent et au soleil (beaucoup de faux positifs). Une grande largeur de détection permettra de détecter davantage de choses mais si le piège est placé dans une végétation dense, il y aura également plus de risques d'avoir des faux positifs. La hauteur de la zone détectée est également un paramètre important, surtout si l'on souhaite capturer des images de petits animaux se déplaçant au ras du sol ou des espèces pouvant se trouver à différentes hauteurs comme les oiseaux ou les écureuils se déplaçant dans les arbres.

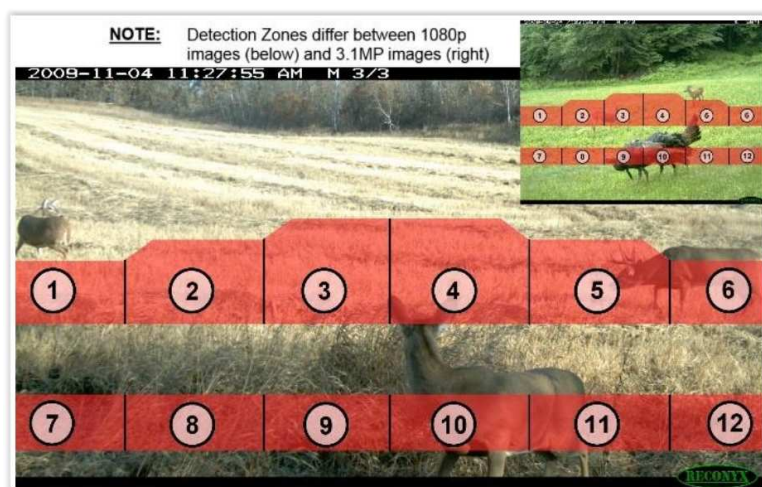


Figure 5 : Schéma des zones de détection du RECONYX Hyperfire en vidéo 1080p et en haut à droite en photo de 3,1 Mégapixels.

Sur l'exemple du RECONYX Hyperfire présenté ci-dessus, pour que la présence d'un animal soit détectée et permettre ainsi le déclenchement du piège, il faut :

1) qu'un objet (animal ou autre) ayant une température différente de l'arrière plan soit présent en tout ou partie à l'intérieur d'une des zones de détection

ET

2) que cet objet se déplace soit en dehors de la zone de détection où il était, soit vers une autre des 12 zones de détection présentées ci-dessus.

Dans l'exemple ci-dessus, si un animal se déplace dans le tiers supérieur de l'image, il n'a aucune chance d'être détecté. Il est donc important de connaître comment chaque modèle de détecteur fonctionne en se reportant aux notices des appareils.

Globalement, pour une détection optimale, le différentiel de température entre le sujet et l'arrière plan doit être d'au moins 2,7 ° C (Meek et al., 2012a in Rovero et al., 2013). Pour ces raisons, lorsque la température ambiante se situe entre 31,5 et 36,5 °C, c'est à dire à des températures proches de celles de la plupart des mammifères, la détection sera très difficile voire impossible. Les capacités de détection pourront aussi être perturbées par le niveau d'isolation thermique de l'animal : épaisseur et caractéristiques de sa peau, densité et épaisseur des poils, qualité du plumage etc... (Newey et al.,

2015). L'hygrométrie de l'air et des courants d'air chaud peuvent également être responsables de déclenchements intempestifs.

2.2.1.1.5 - zone de couverture de l'image

La zone couverte par l'image peut être égale à la zone couverte par le capteur infrarouge, c'est le cas des Hyperfire de chez Reconyx par exemple (voir figure 5 ci-dessus), ou inférieure. Une zone de couverture d'image plus grande que celle du capteur peut permettre de compenser une vitesse de déclenchement un peu faible : un animal peut ainsi encore être photographié même s'il est déjà sorti de la zone de détection du capteur. Certains appareils disposent d'une vue panoramique. Là encore, il est important de se reporter aux notices des appareils utilisés.

Il existe également des pièges photographiques dits "panoramiques" capables de capter des images sur 180 ° grâce à la combinaison de 3 objectifs dans un seul appareil. Ces appareils permettent ainsi de couvrir un large champs visuel et de mieux connaître le sens de déplacement de l'animal.



Piège photographique panoramique : Moultrie Panoramic 180i. Source : <http://www.moultriefeeders.com>

2.2.1.1.6 - type d'éclairage

L'éclairage est indispensable lors de la prise de vue. Il existe 4 grands types d'éclairage sur la plupart des pièges photographiques disponibles sur le marché :

*** Lumière blanche à Xenon**

Elles sont souvent délaissées au profit de l'éclairage Infra rouge qui présente l'avantage d'être beaucoup plus discret pour les animaux et les humains (limite le vol des appareils). A l'image des flashes d'appareils photos, l'éclairage par lumière blanche permet toutefois de fournir des images couleurs de nuit, nettes et détaillées. Ce type d'éclairage est donc privilégié lorsqu'il est important de visualiser avec détail un animal, soit dans un but d'identification en cas d'espèces proches ou dans un but d'identification d'individus par marquage visuel. Les modèles utilisant ce type de flash sont devenus assez rares. On peut toutefois citer le HCO Scoutguard SG565. Ce type d'éclairage est à utiliser avec précaution : il semble que la lumière vive délivrée puisse altérer à court terme mais aussi à long terme le comportement des animaux qui y sont exposés en raison du stress subi (Meek et al., 2014).

*** Lumière blanche à LED**

Il s'agit d'une variante de l'éclairage précédent où les ampoules sont remplacées par des LED. Le spectre de la lumière blanche est moins complet que pour la lumière blanche à Xénon. La restitution des couleurs sera donc un peu moins satisfaisante. Les LED ont toutefois l'avantage de consommer très peu d'énergie

et d'être ainsi opérationnelles très rapidement après un premier déclenchement alors qu'il faudra plusieurs secondes voire plusieurs dizaines de secondes de recharge pour une lumière à Xénon. De ce fait, l'éclairage LED est compatible avec l'enregistrement d'une vidéo alors que l'éclairage Xénon ne l'est pas. Les photos prises avec un éclairage LED présentent toutefois un effet de flou au niveau des objets en mouvement plus perceptible qu'avec un éclairage Xénon (De Lange, 2016).

*** Lumières LED Infrarouge à 850 nm**

Le flash de ces appareils émet une lumière invisible sur le sujet et autour de lui mais la lumière est perceptible au niveau du boîtier, à l'intérieur des LED et le rends donc assez facilement visible par les hommes et les animaux. Lorsque le flash émet dans l'infrarouge, les photos de nuit sont en noir et blanc et non en couleurs. Les avantages décrits ci-dessus au sujet de la faible consommation d'énergie des LED sont identiques ici.

*** Lumières LED infrarouge à 940 nm**

Comme pour le flash à LED infrarouge à 850 nm, le flash de ces appareils émet une lumière invisible sur le sujet et autour de lui mais dans ce cas il n'est pas perceptible non plus au niveau des LED elles-mêmes, il n'y a pas de lueur lors du déclenchement, du moins supposé pour l'homme ! En effet, il est assez difficile de dire de manière certaine quel animal pourra ou non percevoir la lumière. Cela dépend de l'espèce en question mais il existe également une variabilité individuelle. Pour l'homme, il a même été reporté une capacité à détecter les infrarouges jusqu'à 1064 nm (Sliney et al., 1976 in Meek et al., 2014), soit au delà des 940 nm supposés invisibles. Certains animaux ont par ailleurs un spectre de vision plus étendu que celui de l'homme. Meek et al., 2014, ont démontré que plusieurs espèces pouvaient très bien percevoir la lumière infrarouge même au delà de 940 nm.

On parle aussi pour ce type de LED de "lumière noire", "Black LED" ou encore "No-Glow LED". Comme précédemment, les photos de nuit sont en noir et blanc et non en couleurs. Les avantages décrits ci-dessus au sujet de la faible consommation d'énergie des LED sont également identiques ici. Ce type de LED équipe de plus en plus d'appareils car ils sont censés ne pas être détectables par les animaux.

2.2.1.1.7 - autonomie

Il s'agit d'un facteur important lorsque l'on souhaite obtenir des données sur une grande période de temps. Il est difficile de donner des généralités sur les piles tant les différences sont importantes d'une marque à l'autre, d'une taille de pile à une autre, d'une technologie à l'autre etc... Globalement, les piles qui résisteront le mieux à la décharge sont les piles non rechargeables au Lithium. Une solution plus écologique et économique consiste à utiliser des piles rechargeables mais sachant que le plupart délivrent une tension un peu inférieure aux non rechargeables, certains appareils ne fonctionneront pas ou peu de temps. De nouvelles génération de piles rechargeables tels que les NX-ready ou Eneloop sont particulièrement intéressantes car leur puissance et leur capacité de chargement se rapprochent de certaines piles non rechargeables.

2.2.1.1.8 - transmission des données à distance

Plusieurs modèles proposent l'émission et la réception de données à distance. Il est nécessaire de souscrire un abonnement auprès d'un opérateur de téléphonie mobile et d'insérer une carte SIM dans l'appareil. L'abonnement souscrit doit permettre d'accéder au réseau de données et pas seulement téléphonie / sms pour pouvoir transmettre des images. Dans certains cas, il est toutefois possible de recevoir des images par MMS sans souscrire de forfait de données internet. Il convient de se renseigner précisément auprès des opérateurs mobiles.

Il est bien entendu nécessaire que le piège photographique soit situé dans une zone couverte par le réseau du fournisseur d'accès. Plusieurs modèles proposent de régler à distance l'appareil, soit en envoyant des commandes par sms, soit à partir d'une application sur ordinateur ou smartphone. Il est

ainsi possible de régler à distance la résolution des images à envoyer, la sensibilité du capteur, l'heure de fonctionnement etc... Pour limiter la consommation du forfait de données, certains modèles stockent l'image en haute résolution sur la carte sd et envoient une version dégradée par mms ou par mail. Certains modèles proposent également l'écoute des sons à distance en direct (Bolyguard MG983K GSM).

D'autres caractéristiques peuvent parfois être importantes à prendre en compte selon les objectifs. C'est notamment le cas de la capacité de stockage des données (types de cartes acceptées) ou les capacités de sécurisation des données collectées.

2.2.1.1.9 Limites d'utilisation des pièges photographiques.

Outre les mises en garde évoquées précédemment au sujet du placement adéquat des pièges photographiques pour optimiser leur capacité de détection, Meek et al., 2014, ont démontré que les capacités auditives de certains animaux étant supérieures à l'homme, le bruit du déclenchement de l'appareil peut ainsi être perçu par ceux-ci. Le bruit de l'appareil, conjugué à la visibilité de la lumière infrarouge, y compris à 940 nm par bon nombre d'animaux est susceptible d'entraîner une modification du comportement des animaux et entraîner ainsi des biais dans les probabilités de détection des animaux (Meek et al., 2014). Meek et al., 2015, ont compilé 54 publications utilisant des pièges photographiques. Ils ont pu mettre en évidence que 8 paramètres importants entraînaient de grandes disparités dans la fiabilité de la détection. Ces 8 paramètres sont les suivants :

- modèle du piège photographique ;
- système de détection de l'appareil (infrarouge actif, passif etc...) ;
- le placement et l'orientation de l'appareil ;
- le délai de déclenchement de l'appareil photo et la période de latence pour que l'appareil soit prêt pour prendre un cliché suivant ;
- le différentiel de température entre l'objet en mouvement et l'arrière plan ;
- la qualité de la prise de vue permettant de déterminer correctement l'espèce en question ;
- le comportement de l'animal face au piège photographique (importance de l'odeur, de la vue et de l'ouïe).

2.2.1.1.10 Perspective d'évolutions technologiques des pièges photographiques :

Les améliorations technologiques attendues sur les pièges photographiques concernent avant tout l'amélioration du système de détection infra-rouge qui reste aujourd'hui la meilleure technologie pour détecter le mouvement (Reconyx, comm. pers.). La société Reconyx travaille sur une connexion externe aux pièges photographiques afin de pouvoir y connecter des détecteurs actifs tels que des détecteurs de pression, détecteurs de vibrations, faisceau laser, commutateurs divers capables d'envoyer une impulsion de 6 à 9 V au piège photographique pour entraîner le déclenchement de l'appareil.

Les détecteurs de pression (commercialisés sous le nom de "pressure-plate" de sa traduction anglaise), de surfaces variables, sont activés dès lors qu'un animal empiète sur ce détecteur, permettant le déclenchement de l'appareil photo. La sensibilité peut être réglée en fonction du poids de l'animal. Cela peut fonctionner assez bien pour des animaux de poids assez importants. Pour les petits animaux comme les reptiles par exemple, ce type de détecteur a déjà été testé mais les reptiles sont des animaux si légers que le seuil de sensibilité doit être suffisamment faible. Dans le milieu naturel, il y a alors trop de déclenchements intempestifs à cause de la végétation ou du vent qui peut apporter des poussières ou autres débris (Welbourne D.J., 2013).

Les détecteurs de vibrations (commercialisés sous le nom de "seismic trigger" de sa traduction anglaise) sont activés et déclenchent l'appareil photo dès qu'ils perçoivent une vibration. Là encore cela peut fonctionner pour des animaux ayant une masse corporelle suffisante pour entraîner des vibrations dans le sol lors de leur passage tels que les grands mammifères. Cette utilisation a également été imaginée pour des reptiles (en raison de leur piètre détection par les détecteurs infrarouges) mais pour détecter ces animaux, le détecteur doit être très sensible. Là encore, il serait alors trop souvent déclenché par des petites vibrations de l'environnement, y compris par du vent dans la végétation, la pluie etc... (Welbourne D.J., 2013). Il y a toutefois des résultats intéressants dans des buses pour les animaux peu visibles en infrarouge ou de petites tailles (amphibiens...). Cela a été testé par Vinci autoroutes et relaté dans Fagart *et. al.*, 2016.

2.2.1.1.11 Identification des espèces photographiées

Les prochaines évolutions des pièges photographiques seront probablement dans l'aide à la reconnaissance automatique des espèces photographiées. Plusieurs applications dédiés à la reconnaissance d'espèces végétales sur la base de photographies fonctionnent déjà relativement bien sur smartphone. C'est notamment le cas de l'application Likethat Garden pour les espèces ornementales ou Pl@ntNet pour les plantes sauvages. L'application analyse les ressemblances en consultant l'ensemble des ressources disponibles sur internet. Il s'agit d'une analyse automatique de similarités. Il existe également pour la flore une autre application de détermination des végétaux qui semble également bien fonctionner mais qui fait appel cette fois à des compétences humaines, par le biais d'un réseau de spécialistes volontaires pour aider à la détermination. Cette application s'appelle Flowerchecker.

Pour les animaux, les difficultés techniques sont surtout liées aux rares possibilités de photographier de près l'animal.

Pour plus d'informations sur les possibilités de reconnaissance d'espèces animales issues de pièges photographiques, on consultera utilement la publication de Yu et al., 2013.

Il existe également de nombreux logiciels pour gérer les photos issues des pièges photographiques avec des possibilités de cataloguage, tris etc.. grâce aux métadonnées des images. Citons notamment :

Aardwolf program : <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4121595/> (ou <https://sourceforge.net/projects/aardwolf/>).

Enfin, une autre solution est d'utiliser les sciences participatives pour demander de l'aide s'il faut analyser un grand nombre d'images (déterminer le nombre d'individus, s'il s'agit d'adultes ou de jeunes etc...). Ce projet, en anglais, s'appelle the zooniverse : <https://www.zooniverse.org/projects>.

2.2.1.1.12 Applications pour smartphones

Les smartphones ne disposent pas de détecteur infrarouge, il n'est donc pas possible de détecter le mouvement d'un animal par son dégagement de chaleur. Néanmoins, certaines applications sont capables d'analyser les variations de composition de l'image et de se déclencher au moment où une certaine proportion de l'image cadrée est modifiée. Il est possible de modifier la sensibilité liée à cette modification de l'image. Nous pouvons citer par exemple l'application Camera trap ou Trailcam sur Android ou Presence sur Iphone.

Il est également possible d'ajouter un module de détection infrarouge à son smartphone pour le transformer alors en véritable piège photographique. Ces modules existent aussi bien pour Android que pour iOS.

2.2.2 - Détecteurs actifs

Un détecteur actif est composé de deux modules : un émetteur de faisceau infrarouge et un récepteur. Lorsque le faisceau infrarouge est rompu par un obstacle le traversant, une action peut être déclenchée (prise de photos, d'une vidéo, d'un flash etc...). La distance entre l'émetteur et le récepteur est généralement au maximum de 50 mètres. Certaines sociétés comme prowild (<http://www.prowild.net/>) se sont toutefois spécialisées dans la détection de la faune et ont mis au point un système fiable de détection sur une distance de 200 mètres. Le déclenchement de l'action est effectif seulement si le faisceau est rompu pendant une certaine durée (réglable).

2.2.3 Avantages de la technique par détection infra-rouge

Par rapport aux techniques classiques, l'inventaire de la faune à l'aide de pièges photographiques permet d'être *a priori* assez peu dérangement pour la faune, sauf pour les espèces sensibles aux infrarouges et aux bruits de déclenchement des pièges photographiques ! Ces appareils permettent également de surveiller la présence d'animaux sur une grande durée, pendant plusieurs mois en fonction de l'autonomie des piles. Ils sont également relativement peu coûteux.

2.2.4 Inconvénients de la technique par détection infra-rouge

Par rapport aux caméras thermiques, l'imagerie par technique dans le proche infra rouge nécessite toujours un éclairage minimal externe pour la prise de vue (bonne luminosité ambiante ou recours à des flashes ou projecteurs externes) ainsi qu'une bonne visibilité. Elle ne permet pas par exemple de "voir" à travers le brouillard, la fumée ou la brume à la différence des caméras thermiques. Comme nous l'avons vu, le bruit de déclenchement de l'appareil ou la lumière infrarouge, y compris celle "no-glow" ou "lumière noire" peuvent être perturbantes pour certains animaux (Meek et al., 2015).

Le taux de détection est également très variable en fonction des conditions climatiques, des espèces, du positionnement... permettant de n'avoir qu'une idée imprécise des espèces présentes.

2.3 Techniques par caméras thermiques

Une caméra thermique enregistre l'intensité du rayonnement dans la partie infrarouge du spectre électromagnétique (ondes de chaleur), et la convertit en image visible. Une caméra thermique ne permet pas de voir derrière une paroi ou un obstacle. Elle reproduit la chaleur emmagasinée par un corps, ou montre le flux thermique d'une paroi en raison d'un foyer se trouvant à l'arrière.

Ainsi, les caméras thermiques utilisent les émissions infrarouge pour fonctionner. Mais pour les caméras thermiques, on ne parle pas des capteurs opérant dans le proche infrarouge (de 780 à 900 nm) comme les pièges photographiques ou les appareils photos numériques modifiés. Aussi, le terme de "caméra infrarouge" ne permet pas de distinguer celles fonctionnant dans le proche infrarouge de celles fonctionnant dans le lointain infrarouge. On préférera donc la dénomination "caméra thermique", ou "imageur thermique" pour les capteurs sensibles au lointain infrarouge, jusqu'à 13 000 nm et qui captent le rayonnement infrarouge d'un corps, c'est à dire leur chaleur. Ce type de caméra affiche l'image thermique de la scène.

Il existe deux types de caméra thermiques, les "refroidies" et les "non refroidies". Une caméra infrarouge refroidie dispose d'un capteur d'imagerie intégré à un cryo-refroidisseur, lequel réduit la température du capteur. Cette réduction de la température du capteur est nécessaire pour réduire le bruit thermique induit à un niveau inférieur à celui du signal de la scène mise en image. Cette réduction de la température est utile lorsqu'il est nécessaire d'avoir une qualité d'image optimale, pour des applications rapides, à grande vitesse ou pour mesurer la température d'une très petite cible. Les caméras refroidies présentent habituellement des capacités d'agrandissement supérieures à celles des caméras non-refroidies, car elles captent les longueurs d'ondes infrarouges plus courtes. Étant donné que les caméras refroidies sont dotées d'une plus grande sensibilité, des objectifs comportant plus d'éléments optiques ou des éléments

plus épais peuvent être utilisés sans dégrader le rapport signal - bruit, ce qui permet d'améliorer les capacités d'agrandissement (Flir, 2016).

Les inconvénients des caméras thermiques sont leurs prix élevés, leur encombrement plus important, la durée de vie limitée du module de refroidissement et la durée du refroidissement lors de l'initialisation (plusieurs minutes).

La caméra thermique sera utilisée dès lors que la luminosité ambiante ne permet plus d'utiliser des caméras classiques.

Une caméra thermique est un outil de vision nocturne et de mesure des températures de surface très performant.

Il est important de bien comprendre qu'une caméra thermique est pertinente pour distinguer des formes situées sur un "fond" de température suffisamment différent. Si les écarts de température entre un animal et la végétation sont inférieurs à 4°C, il sera par exemple difficile de le distinguer. Un écart de température de 15 à 20 °C est optimal. Les caméras thermiques "haut de gamme" ont toutefois une sensibilité très élevées et sont alors davantage capables de repérer des écarts de température faibles.

Limites d'utilisation des caméras thermiques :

Les caméras thermiques seront efficaces lorsque les écarts de température entre l'animal et son arrière plan sont suffisamment prononcés. Elles seront donc la plupart du temps inopérante pour les espèces dont la température du corps se rapproche de celle de leur environnement (cf à ce sujet le paragraphe relatif aux pièges photographiques qui utilisent également l'infra-rouge pour la détection des mouvements). Même avec des espèces dont la température est assez élevée, il est important de choisir la meilleure période de la journée pour que l'écart de température entre l'environnement et l'animal soit le plus important possible. Par exemple, pour filmer des Chauves-souris dans des combles, on préférera intervenir le matin après leur retour au gîte après une journée couverte plutôt qu'en fin d'après midi d'une journée ensoleillée. Les écarts de température entre l'animal et son environnement seront optimales pour maximiser la capacité de détection par la caméra thermique.

Domaine d'utilisation :

Idéal pour observer les déplacements des mammifères nocturnes, notamment des Chauves-souris, y compris en vol, même en présence de sources lumineuses qui ne gêneront pas l'observation. En revanche, les caméras thermiques ne sont pas utilisables pour observer les individus en hibernation puisque les Chauves-souris régulent leur température sur celle de la cavité, annulant ainsi le contraste de température.

L'utilisation des caméras thermiques nécessite une formation pour la configuration de l'appareil et l'analyse des images. L'émissivité des matériaux doit être connue. L'émissivité est la capacité d'un matériau à émettre de l'énergie par rayonnement. Un corps soumis à un rayonnement en absorbe une certaine quantité mais en réémet. L'émissivité est la grandeur qui permet de connaître la part de flux réémise après absorption. Il est nécessaire d'entrer dans les paramètres de l'appareil l'émissivité du sujet que l'on veut analyser. L'environnement, la température de l'air, l'humidité ou la distance du sujet sont autant de paramètres qui vont influencer plus ou moins sur les résultats. Un minimum de connaissances en thermographie est nécessaire sous peine de résultats totalement erronés. Néanmoins, les nouveaux modèles de caméras thermiques disposent d'outils d'autocalibration qui permettent d'être rapidement opérationnel dans de nombreuses situations.

Dans le cadre du programme européen LIFE "Chiro Med", le groupe chiroptère de Provence a publié un guide intitulé "techniques d'imagerie au service de la conservation" disponible à cette adresse :

http://www.parc-camargue.fr/newsletter/guide_technique_6.pdf

Ce guide concerne avant tout l'étude des Chauves-souris grâce aux techniques d'imagerie. Il passe en revue les différentes techniques telles que les caméras thermiques, les systèmes à amplification de lumière, les caméras ultrasensibles etc.. Ce guide très complet donne en outre de nombreux conseils sur des méthodes de suivi (période d'installation du matériel, sa protection etc...).

L'utilisation de plus en plus importante de caméras thermiques dans de nombreux domaines (bâtiment, surveillance, écologie...) entraîne une amélioration des performances et une baisse des prix. Par exemple, le modèle utilisé dans le cadre du Life Chiromed était un modèle à 45 000 euros alors qu'à ce jour, le modèle équivalent chez le même fabricant est de 20 000 euros environ.

Il existe également d'importantes innovations dans le domaine des caméras associées à des micro ordinateurs comme les Raspberry pi ou ou à des smartphones et tablettes sous iOS, Android ou Windows. Il existe par exemple un accessoire pour Android qui permet d'avoir une caméra thermique d'assez bonne qualité (résolution 384 x 288) pour moins de 1000 euros :

<http://therm-app.com/product/therm-app-device-with-19mm-lens/>



Le module Therm-App connecté à un smartphone Android.
Source : therm-app.com

Cette société distribue par ailleurs une version spéciale pour l'extérieur et l'observation de la faune :

<http://therm-app.com/therm-app-hz/>

Des applications Android comme "ThermAppPlus" permettent d'étendre les fonctionnalités des caméras Therm-app. (<https://play.google.com/store/apps/details?id=com.thermappplus&hl=fr>)

D'après les commentaires des utilisateurs de ce matériel, cela semble bien fonctionner. Le modèle therm-app serait capable de détecter des animaux à plus de 100 mètres avec une bonne qualité d'images.

Il existe également des modules équivalents aussi bien pour Android que pour iPhone, tel que notamment le Flir One qui permet de transformer son smartphone en caméra thermique mais en résolution moindre que le Therm-app (160*120 pixels). Son prix est inférieur également, 280 euros environ contre 1000 euros environ pour la Therm-app.



Le module Flir One connecté à un smartphone.
Source : flir.com

Certains téléphones comme le Cat S60 intègrent d'origine la caméra thermique Flir :



Téléphone Cat S 60 intégrant une caméra thermique Flir. Source : lesnumeriques.com

2.3.1 Avantages

Les deux principaux avantages de la caméra thermique par rapport aux autres techniques est qu'elle peut fonctionner dans l'obscurité totale et selon sa qualité, capter des individus lointains. Les sources lumineuses intenses comme les phares de voiture ou les lampadaires ne viennent pas perturber l'image contrairement aux technologies par amplification de lumière. Les caméras thermiques sont également capables de détecter des variations de chaleur à travers le brouillard, la fumée ou la brume.

2.3.2 Inconvénients

Les caméras thermiques de bonne qualité, nécessaire pour des études d'inventaire et de suivi de la faune, restent encore assez coûteuses, de l'ordre d'au moins 10 000 euros pour des appareils performants. Par ailleurs, elles nécessitent une bonne formation préalable pour la configuration de l'appareil et de l'analyse des images. Pour certaines espèces comme les chauves-souris, l'identification "à vue" seule ne sera pas possible, il sera nécessaire de coupler un détecteur d'ultrasons à la caméra thermique pour une identification spécifique.

	Modèle FLIR C2	FLIR Scout PS32	Modèle FLIR T620
Résolution native du capteur en pixel	320*240	320*240	640*480
Fréquence (ips)	9	9	30
Sensibilité à 30°C	0,1°C	?	0,04°C
Autonomie	2 heures	5 heures	2,5 heures
Objectif interchangeable	Non	Non	Oui
Prix en € (environ)	838 €	3 000 €	20 000 €

Tableau 1 comparatif entre différents modèles de caméras thermiques

2.4 Techniques radars

La technologie radar à des fins d'inventaires est utilisée depuis plus de 20 ans notamment aux Etats unis, Pays bas..

Le principe utilisé par les radars est voisin de celui de la réflexion des ondes sonores. Le radar utilise des impulsions d'énergie électromagnétique. Un signal hyperfréquence est émis en direction d'une cible. Une petite partie de l'énergie transmise est réfléchi par la cible dans la direction du radar. Cette énergie renvoyée par la cible jusqu'au radar est appelée écho, à l'image de l'écho d'une onde sonore. Un radar utilise l'écho pour déterminer la direction et la distance de l'objet qui a réfléchi son signal (Wolff, 2017).

Les échos détectés par le radar peuvent être visualisés sur l'écran traditionnel de type PPI (plan position indicator) ou sur tout autre système de visualisation plus élaboré. L'écran type PPI permet de visualiser un vecteur dont l'origine est la position actuelle du radar et la direction l'axe de l'antenne. Ce vecteur fait le tour de l'écran à la vitesse de rotation de l'antenne, et la position de l'axe de l'antenne au moment où un écho est détecté correspond donc à la direction dans laquelle se trouve cet écho (Wolff, 2017).

Il ne s'agit donc pas d'une technique à proprement parler de "visuelle" mais son exploitation essentiellement sur écran nous a incité à la classer dans cette catégorie.

En France, la technologie radar a été utilisée depuis 2002 par le bureau d'étude GREET Ingénierie pour les suivis ornithologiques.

Il existe plusieurs types d'unités utilisables : sur remorque ou laissés à demeure plusieurs mois sur un site afin de faire de l'acquisition en continu.



Radar sur remorque. Source : Biotope



Radar fixe. Source : Biotope

Il existe des radars puissants pour les suivis en mer.

La capacité de détection en distance va dépendre de la taille des oiseaux. Le faisceau du radar "balaye" l'horizon sur une largeur de 20 degrés (10 au dessus et 10 en dessous de l'horizon moyen choisi). Le radar tourne sur lui même toutes les 2,5 secondes environ. Pour une grande finesse de détection, la distance choisie est de 1,5 km mais elle est généralement de 3 km. Il est possible toutefois d'atteindre 12,18 voire 20 km pour détecter des densités de vols importants (petites espèces en groupe) ou alors des espèces de grande taille comme des grues cendrées par exemple (A. Govaere, 2015, comm. pers.).

Les vols de Grue cendrée peuvent être détectés jusqu'à 16 km et certains vols d'oiseaux ont été enregistrés jusqu'à 32 km en mer méditerranée (Puffins, Goélands) (Govaere, 2015, comm. pers.).

Une identification de l'espèce serait davantage possible avec des radars 3D, type "radar de poursuite" mais qui sont très coûteux et réservés pour le moment à des usages militaires. Biotope a actuellement un programme de recherche pour utiliser le radar 3D. L'avantage de ce type de radar est qu'il est capable de "suivre" une cible captée et concentre le train d'onde sur la cible en continue. Il y a alors en retour une image "doppler" qui permet de déduire la fréquence de battement d'aile ce qui permettra après calibration d'identifier des espèces ou à défaut des groupes d'espèces (A Govaere, 2015, comm. pers.). Les néerlandais ou les Suisses ont déjà ce type de technologie basée sur les radars militaires et peuvent déterminer à l'espèce.

2.4.1 Avantages de la technique radar

La technique radar permet de détecter sur une très grande distance des oiseaux de grande taille ou des formations importantes d'oiseaux de toutes tailles. Il s'agit de l'outil de choix pour mieux comprendre le déplacement des oiseaux, particulièrement lors des migrations. Vu la capacité de détection sur de grandes distances, cette technique permet de couvrir de grandes étendues ce qui la rend bien adaptée pour les suivis des déplacements d'oiseaux au sein et autour de parcs éoliens existants ou à venir.

2.4.2 Inconvénients de la technique radar

A l'exception des techniques radar "3D", il n'est pas possible de déterminer des espèces sauf cas très particulier de vols et envergures caractéristiques (vol de Grue cendrée ou des oies en V par exemple). Pour une détermination d'espèces, il est donc nécessaire qu'un ornithologue puisse identifier de façon synchrone les espèces en question.

Pour les Chauves-souris, plusieurs tests ont été conduits par le bureau d'études Biotope, sur une forêt bretonne, au niveau d'un plan d'eau et à la vertical au niveau du viaduc de Millau pour observer comment les Chauves-souris se comportaient au droit du viaduc. La technique radar n'a pas donné de résultats réellement exploitables car sur une zone correspondant à 1,5 km de rayon, il y a trop d'activité visible. Il est tout de même au moins possible de déterminer qu'il y a une forte activité mais pas d'autres interprétations possibles. Pour le test en forêt, l'observation en canopée produit de faux positifs à cause du mouvement des branches.

2.5 Techniques d'amplification visuelle

Les appareils utilisant ce procédé, essentiellement des jumelles en vision bi ou monoculaire sont capables d'amplifier la lumière résiduelle.

On distingue les jumelles :

- à vision nocturne passives qui amplifient plusieurs milliers de fois la luminosité résiduelle dans les zones rapprochées à l'aide d'un amplificateur de lumière ;
- à vision nocturne active qui illuminent la scène avec un faisceau infrarouge du même type que le rayon des télécommandes d'appareils électroniques grand public et visualisent alors la lumière réfléchi. Idéal pour les situations où l'obscurité est très forte voire totale.

Exemple de fabricants : Yukon (<http://www.yukonoptics.fr/>) ;

Ces amplificateurs sont constitués d'un objectif sur la face avant et d'un oculaire sur la face arrière avec un tube à amplification de lumière entre les deux. Une photocathode placée dans ce tube permet de transformer les photons en électrons permettant ainsi de recréer une image plus lumineuse sur l'écran phosphorescent qui se trouve en sortie du tube. L'écran phosphorescent produit une image vert-jaune caractéristique de ce type de matériel.



Image obtenue par amplification visuelle.
CC AlexPlank - public domain

Génération	Facteur d'amplification	Sensibilité photocathode (en mA/lm)	Résolution (ligne paire / millimètre, = lp/mm)	Durée de vie (en heure)	Prix moyen (en €)
0	Matériel fonctionnant uniquement en infrarouge actif = nécessite un projecteur IR		55		Matériel d'occasion
1	jusqu'à 900x	120 à 250	25 à 35	2000	100 à 300
2	De 10 000 à 30 000X	240	32 à 50	3 000 à 4 500	1 100 à 300
2+	De 20 000 à 35 000X	600	35 à 60	3 000 à 4 500	2 000 à 4 500
3	De 30 000 à 50 000X	Entre 900 et 1 600	45 à + de 72	10 000	Jusqu'à 10 000

Tableau 2 : comparaison des différentes générations d'amplificateur de lumière (d'après Parc naturel de Camargue, 2014)

Il existe de nombreux modèles aux qualités très variables. Il est préférable de tester le matériel selon l'utilisation souhaitée.

Certains modèles offrent une sortie vidéo et peuvent donc être connectés à un enregistreur vidéo externe. Certains modèles comme le Yukon stringer 3,5*42 ou 5*50 peuvent même enregistrer une vidéo sur carte SD à la résolution de 768*576 pixels (314 euros environ).

Pour les appareils photos numériques, il existe également des amplificateurs de lumières à adapter entre le boîtier d'un appareil reflexe et l'objectif. L'un des modèles se nomme l'astroscopie (<http://www.nightvisioncameras.com/>) avec une résolution affichée de 64 lignes/mm, comparable à ce qui peut être utilisé dans les outils de vision nocturne militaires, les images sont de qualité très correctes pour envisager des suivis faune. L'avantage de cet amplificateur est qu'il fonctionne avec très peu de lumière ambiante et qu'il ne nécessite donc pas forcément d'éclairage additionnel. Toutefois, le prix de l'astroscopie avoisinant les 6000 €, son intérêt par rapport à une caméra thermique devient moindre. En effet l'avantage d'une caméra thermique par rapport à une amplification de lumière est qu'un animal sera

mieux visible, à condition toutefois que la différence de température entre l'animal et l'arrière plan soit suffisamment marqué.

2.5.1 Domaine d'utilisation

L'amplification de lumière peut être particulièrement adapté pour les chauves-souris pour faire les comptages en sortie de gîte ou d'observation de colonies. L'amplificateur de lumière actif associant donc un projecteur infrarouge permettra de faire ce comptage dans de parfaites conditions sans perturber les individus. Il sera préférable de choisir un monoculaire à large champs de vision. En bordure de route, l'intérêt est plus limité car il y a risque d'éblouissement par les phares de voiture.

2.5.2 Avantages

Comparé aux autres techniques de vision nocturne, le matériel utilisant l'amplification nocturne a l'avantage d'être moins couteux, notamment comparé aux caméras thermiques. Pour quelques centaines d'euros, il est possible de s'équiper d'un monoculaire de qualité permettant de voir dans l'obscurité. Le système d'amplification de lumière permettra toujours de mieux voir les détails qu'en utilisant une caméra ultrasensible. Il est adapté à tous les animaux nocturnes et peut être utilisé en itinéraire de prospection.

2.5.3 Inconvénients

La technique d'amplification visuelle nécessite un minimum de luminosité ambiante. Si elle est insuffisante, un éclairage d'appoint sera nécessaire. La luminosité des points lumineux tels que phares de voiture, lampadaires ou autres est également amplifiée ce qui peut être gênant par l'éblouissement que cela provoque.

2.6 Techniques par appareil photo / caméra ultrasensible

Ces matériels utilisent des capteurs photos / vidéos très sensibles. La sensibilité des capteurs numérique ne cesse de s'améliorer au fil du temps, qu'il s'agisse des appareils grands publics ou professionnels, tant dans le domaine de la photographie que de la vidéo. Les grandes marques comme Nikon ou Canon disposent de modèles permettant de capturer des images au delà du seuil de visibilité de l'oeil humain. Alors qu'en 2015 le Nikon D4S était le seul à atteindre l'équivalent de sensibilité à 409 600 ISO, l'hybride SONY a emboîté le pas avec le alpha 7S avec le même niveau de sensibilité. En 2016, ces records ont été pulvérisés avec la sortie du Nikon D5 pour lequel la sensibilité ISO peut être portée à 3 280 000 ISO ! Le Nikon D500, plus abordable en terme de prix peut atteindre un équivalent de 1 640 000 ISO. Le Canon EOS-1D X Mark II a une sensibilité maxi de 409 600 ISO.

Ces appareils permettent de photographier et filmer avec très peu de lumière, un ciel étoilé ou un clair de lune suffisent à capturer des images. La sensibilité sans cesse améliorée de ces appareils offrent de nouvelles perspectives pour des prises de vue de qualité. La condition étant tout de même de ne pas être dans l'obscurité totale.

L'utilisation d'appareils photos ou caméras ultrasensibles présente les avantages de ne pas nécessiter de source lumineuse, que ce soit dans le domaine du visible ou proche infra-rouge, qui pourrait déranger la faune. Pour les appareils photos de type reflex, il y a de plus possibilités d'utiliser toutes les gammes d'objectifs offertes par le fabricant, du grand angle au téléobjectif.

2.6.1 Avantages

L'utilisation d'un appareil à prise de vue ultrasensible est intéressante car elle permet de photographier ou filmer une scène avec les couleurs réelles. Elle est également plus abordable financièrement qu'une caméra thermique ou un système à amplification de lumière. L'acquisition d'un tel matériel est également polyvalent puisqu'il permettra de photographier tout type de sujet en dehors des conditions nocturnes ou de faible luminosité.

2.6.2 Inconvénients

Un appareil à prise de vue ultrasensible nécessitera toujours un minimum de lumière. S'il est souhaité d'utiliser ce matériel pour photographier ou filmer la faune sur une longue période, il est utile de le coupler à un système de détection de la faune, infra-rouge actif ou passif, détecteur de vibration etc...

2.7 Techniques utilisant des drones

2.7.1 Définition d'un drone et éléments de réglementation

Selon l'institut national des sciences appliquées de Strasbourg (INSA Strasbourg), un drone ou UAV (Unmanned Aerial Vehicle) est un aéronef inhabité, piloté à distance, semi-autonome ou autonome, susceptible d'emporter différentes charges utiles le rendant capable d'effectuer des tâches spécifiques pendant une durée de vol pouvant varier en fonction de ses capacités.

La famille des drones comprend six grandes catégories selon l'INSA Strasbourg :

- Les micro-drones.
- Les mini drones.
- Les drones tactiques.
- Les drones de moyenne altitude, longue endurance.
- Les drones stratégiques.
- Les drones de combat.

Le mot "drone" vient de l'anglais et signifie «faux bourdon»

L'utilisation des drones a été fortement médiatisée essentiellement en raison des atteintes à la vie privée qu'ils peuvent générer mais également vis à vis de la sécurité des biens et des personnes survolés par ces engins.

Les premiers drones civils sont apparus en France vers 2007. Devant leur multiplication, une réglementation spécifique pour leur utilisation s'est avérée nécessaire. Le premier texte est paru le 11 avril 2012. Deux nouveaux arrêtés sont venus modifier la réglementation le 17 décembre 2015 applicable au 1er janvier 2016. Ceux-ci font désormais la distinction entre les "aéromodèles" (les drones destinés à un usage de loisir ou de compétition) et ceux, professionnels, destinés à des "activités particulières" (relevés topographiques, observations et surveillances aériennes...). Les aéromodèles sont divisés en deux catégories : "A" si leur masse est inférieure ou égale à 25 kilos, et "B" au delà. Les premiers ne nécessitent aucune autorisation particulière pour circuler tant qu'ils respectent les règles d'usage d'un drone de loisir. En revanche, "un aéromodèle de catégorie B ne peut être utilisé que si une autorisation de vol a été obtenue, attestant des capacités de l'aéromodèle et de son télépilote".

Pour les drones utilisables à des fins d'inventaires naturalistes, nous retiendrons les catégories "A", à savoir moins de 25 kg mais capables d'embarquer des appareils photos, des caméras ou autre matériel d'acquisition de données. La réglementation est très stricte et différente selon que l'on utilise le drone à des fins professionnelles ou non.

Afin de disposer d'informations à jour et complètes, on consultera le site dédié du ministère de l'environnement :

<http://www.developpement-durable.gouv.fr/-Drones-aeronefs-telepilotes-.html>

2.7.2 utilisation des drones à des fins d'inventaire et de suivis de la faune

Au cours de la dernière décennie, les drones ont fait l'objet d'utilisations variées pour les suivis environnementaux et notamment pour les suivis et inventaires de la faune. C'est un outil polyvalent qui permet d'embarquer tout type de capteur, capteurs d'images grâce aux caméras vidéos et appareils photos numériques, caméras thermiques, détecteurs d'ultrasons, capteurs radio dans le cadre de radio tracking....

Le commissariat général au développement durable a publié en septembre 2015 un guide intitulé "les usages de drones existants et potentiels recensés au sein du MEDDE" (CGDD, 2015). Ce rapport relate notamment l'expérience de suivis d'oiseaux en 2014 dans le bassin d'Arcachon. Il s'agissait d'établir un recensement de l'avifaune sur le site de l'île aux oiseaux. Ce système a permis une résolution spatiale de 4 cm/pixel, suffisant pour inventorier des oiseaux de grande taille et facilement identifiables comme des Bernaches par exemple. Le projet a également permis de faire de la cartographie d'habitats naturels mais cela dépasse le cadre du présent rapport.

Autre exemple, l'équipe de Debra Saunders à l'Australian National University a utilisé les drones avec succès pour cartographier des Méliphages bruyants (oiseaux endémiques de l'Australie) par radio-tracking. Son équipe a travaillé pendant deux ans et demi pour mettre au point un système transposable au niveau international pour le suivi de tout type d'espèces. Le drone était équipé d'un détecteur de signaux provenant des animaux préalablement pucés et d'un GPS qui permettait de localiser la position du drone.

En 2014, des drones ont également été utilisés avec succès en Australie par une équipe de l'université de Monash pour suivre des colonies de Frégates ariels et Sternes huppées dans le nord-ouest de l'Australie (conservationdrones, 2014). L'altitude de vol du drone avait été fixé à 75 mètres, seuil en deçà duquel des perturbations étaient observées.

Le lecteur intéressé par des exemples d'utilisation des drones à des fins de conservation de la nature pourra se reporter à ce site dédié : <https://conservationdrones.org/>



Drone équipé d'une caméra. cc-by-sa dronelife.com

2.7.3 Avantages des drones

Les avantages des drones sont nombreux car ils peuvent embarquer du matériel de capture d'images, photos ou vidéos ainsi que différents capteurs, notamment utilisables pour du radio-tracking. Ils permettent de parcourir rapidement une grande surface, de survoler des endroits inaccessibles et d'avoir une vision d'ensemble d'un site, de dénombrer une colonie d'oiseau par analyse photographique...

Par ailleurs, ces appareils sont de moins en moins coûteux, aujourd'hui, dès 700 euros, il est possible d'avoir un matériel très performant pour la prise d'images. Néanmoins pour embarquer du matériel de prise de vue plus performant tels que des caméras thermiques et disposer d'une autonomie améliorée, un budget de 5 à 10 000 euros peut être nécessaire.

Si la résolution de l'appareil photo est suffisante et la hauteur de vol pas trop importante, il est possible de visualiser certains oiseaux de grande taille avec une bonne précision. Il est en effet possible d'atteindre au moins une résolution de 3 cm / pixel. Pour comparaison, les meilleures photographies aériennes couvrant l'ensemble d'un territoire régional ou national aujourd'hui ont généralement une résolution de 20 cm / pixel. Il est également possible, à condition d'obtenir les autorisations nécessaires, de programmer l'itinéraire du drone de façon automatique, depuis le décollage jusqu'à l'atterrissage.

2.7.4 Inconvénients des drones

Les principaux inconvénients des drones pour des inventaires faunistiques tiennent essentiellement à sa faible autonomie (15 mn environ), au fait qu'il doit rester à la vue de la personne qui le télécommande et surtout au dérangement visuel et sonore qu'il peut engendrer sur la faune. Les drones ne peuvent par ailleurs pas être utilisés dans des endroits présentant des obstacles comme en forêt par exemple.

Sur ce sujet du dérangement, plusieurs études internationales sont menées pour tenter de l'évaluer le mieux possible. Vas et al., 2015 ont par exemple mené des travaux de recherche pour déterminer le niveau de dérangement sur le Canard colvert, le Chevalier aboyeur et le Flamant rose. Au cours des mois de Mars et Avril ils ont mesuré la réaction de ces trois espèces devant une approche des drones selon la couleur de ceux-ci (blanc, bleu ou noir), l'angle d'approche et la vitesse d'approche. Sur un total de 204 approches différentes en 8 jours, ils se sont aperçus que dans 80 % des cas, les drones pouvaient voler à 4 m des oiseaux sans modifier de façon visible leur comportement. Ils ont pu démontrer que la vitesse d'approche, la couleur des drones et des approches répétées n'avaient pas d'impact significatif sur les oiseaux. Toutefois l'angle d'approche était important vis à vis de la perturbation. Une approche à la verticale était davantage perturbante, peut être parce que les oiseaux assimilaient le drone à un prédateur. Toutefois, si l'approche des oiseaux par le drone ne montrait pas de réaction comportementale, cela ne signifie pas pour autant que cela n'entraînait pas de stress. Plusieurs études ont montré que les perturbations peuvent entraîner une augmentation de la fréquence cardiaque et / ou du taux de cortisol des oiseaux sans que cela entraîne une réaction comportementale visible (Vas et al. 2015).

Il existe également plusieurs vidéos sur internet montrant que les drones peuvent être "attaqués" et détruits par des oiseaux, en particulier des corvidés et des laridés (Vas et al. 2015) mais également par des aigles, des faucons ou des oies ! (Duclos L., 2015).

Afin de mieux caractériser les stress induits par ces drones sur les animaux, une expérience a été réalisée sur les ours bruns (*Ursus arctos*) (Ditmer Mark A. et al., 2015). Dix sept vols ont ainsi été réalisés au total, dont 9 au dessus de femelles s'occupant de leurs oursons. Cette expérience est très intéressante car elle montre que si une réaction comportementale est observée dans seulement 11 % des cas, une élévation notable du rythme cardiaque s'observe dans tous les cas, avec même parfois une élévation de la fréquence cardiaque de 123 bpm (Ditmer Mark A. et al., 2015).



Expérimentation de l'effet des drones sur les ours bruns.
 Source : <http://www.sciencesetavenir.fr/>

Nous pouvons également citer le cas de l'interdiction en 2014 de l'usage particulier des drones dans les limites du parc de Zion, dans l'Utah car un troupeau de mouflons sauvages avait été perturbé par un drone au point de se disperser, et de séparer les agneaux de leurs mères (Prettyman B., 2014).

En conclusion, l'impact des drones sur la faune n'est pas sans conséquence si la distance d'approche à l'animal atteint le seuil de perturbation. Pour chaque utilisation spécifique, il est important de bien évaluer le rapport avantages/inconvénients vis à vis de l'objectif poursuivi de protection de la nature. Par ailleurs, il est important de poursuivre les travaux de recherche afin de mieux caractériser et objectiver le risque de perturbation des drones sur la faune. Néanmoins, leur utilisation offre des perspectives très intéressantes et prometteuses pour les inventaires et suivis de la faune terrestre.

3 Techniques utilisant le marquage des animaux

La technique du marquage des animaux consiste à venir apposer un marqueur sur un animal, peinture, bague, transpondeur etc..., soit à identifier chez cet animal une caractéristique propre à l'individu tel que son empreinte digitale, les motifs de son pelage etc... L'objectif est en effet d'identifier un individu afin de permettre de suivre sur une durée plus ou moins longue ses comportements. Ce chapitre sera traité succinctement car cette technique est peu utilisée dans le cadre des inventaires pour des études "réglementaires". Ces techniques sont surtout utilisées dans le cadre de programmes de recherche.

Il existe une variété très importantes de technique pour marquer un individu, du simple trait de marqueur indélébile pour des recaptures à court terme, jusqu'à la pose de balise Argos pour des suivis par satellite.

3.1 Marquage visuel

Il est possible d'apposer une marque visuelle sur un animal. Il peut s'agir :

- de marques colorées, tel que peinture, feutre, marqueur, bague colorée, tatouage, marque pour abeilles etc... Cette technique sera utilisée pour marquer un animal afin de l'identifier de façon unique ou alors sur une population entière (marque identique sur plusieurs individus d'une même population) pour observer les dynamiques de population. En fonction de la durée que nécessite le suivi, le choix du type de marqueur sera différent. Par exemple, pour vérifier au cours d'une soirée de capture "chauves-souris" qu'un même individu ne soit pas capturé plusieurs fois, une simple marque alaire au feutre suffira. Si en revanche, l'objectif est de recontacter l'animal des semaines voire des années plus tard, il sera plutôt apposé des matériaux résistants comme par exemple des bagues plastiques colorées sur les pattes d'oiseaux, ou un tatouage auriculaire pourra par exemple être effectué. Dans certains cas, cette technique permet d'identifier l'animal sans avoir besoin de le recapturer comme par exemple avec les bagues colorées des oiseaux. L'ensemble des programmes officiels de bagages colorés sont disponible sur le site de l'european colour-ring birding :

<http://www.cr-birding.org/>

- bagues numérotées. Elles sont la plupart du temps en aluminium. Ces bagues comportent généralement le nom de l'organisme chargé du programme scientifique de suivi et un numéro unique. Cette technique permet de suivre un animal aussi longtemps qu'il est en vie. Pour obtenir des données sur son déplacement, il est nécessaire de recapturer l'animal, vivant ou mort, afin de lire visuellement le numéro qui figure sur la bague. En France, le principal organisme utilisant ce type de technique est le Centre de Recherches sur la Biologie des Populations d'Oiseaux (CRBPO, <http://crbpo.mnhn.fr/>).

3.2 Marquage par empreintes physiques ou génétiques

Cette technique se rapproche du marquage visuel mais ici rien n'est apposé sur l'animal. Le marquage se fait en utilisant un caractère unique de l'animal. il peut s'agir du motif unique du pelage, des taches sur le corps (cas de certains amphibiens par exemple), d'une caractéristique particulière (individu leucique), de l'empreinte digitale⁴ etc... Par extension dans cette rubrique, nous pouvons citer également le marquage

⁴ Voir à ce sujet <http://dukespace.lib.duke.edu/dspace/handle/10161/9702>

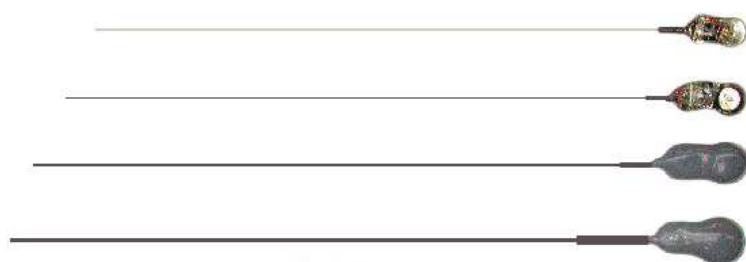
de l'animal par une mutilation comme sectionner une phalange d'amphibien ou de lézard mais cette méthode étant invasive, elle sera autant que possible évitée.

Citons également le marquage par empreinte génétique, utilisant l'ADN de l'animal. Après analyse génétique d'une partie des tissus biologiques d'un animal (sang, salive, sperme, poils...), il est possible d'identifier à la fois l'espèce mais également l'individu en particulier.

3.3 Marquage par pose d'émetteurs ou de récepteurs

Dans cette catégorie, un appareil sera posé sur ou à l'intérieur de l'animal. Il peut s'agir d'un transpondeur passif ou actif. Un transpondeur est une puce électronique RFID (Radio-frequency identification) qui peut être détectée grâce à un lecteur de champs électromagnétiques. Les transpondeurs passifs n'émettent aucun signal et peuvent donc être utilisés pendant toute la durée de vie de l'animal. On les appelle aussi couramment les PIT tags pour Passive Integrated Transponder devices. Pour être détecté, l'animal doit se situer assez proche du détecteur, en général moins de 40 cm. Néanmoins, la société BIOMARK a réussi à mettre au point un nouveau système de transpondeur pouvant être détecté jusqu'à 1,5 m de distance. Des tests ont été faits sur des chauves souris qui ont pu être identifiées par un détecteur alors qu'elles volaient à 1,5 m de celui-ci et à la vitesse de 72 Km/h. Les transpondeurs actifs disposent d'une batterie intégrée qui leur permet d'émettre d'où une distance de détectabilité plus grande, jusqu'à 4 Km au moins pour les associations émetteurs - détecteurs les plus performants (Holohil, comm. pers.). Toutefois, la durée de vie de ces transpondeurs est liée à l'autonomie de la batterie, de quelques jours à 10 ans selon leurs tailles et leurs performances.

Il est ainsi possible de faire du radiotracking ou radiopistage pour connaître les déplacements d'un individu. Il existe plusieurs types de transpondeurs différents suivant leur taille, leur poids, leur autonomie. La société Holohil (holohil.com) commercialise les transpondeurs BD-2, souvent utilisés pour les suivis des Chauves-souris. Le poids des BD-2 varie de 0,62 à 1,8 g avec une autonomie variant de 3 à 14 semaines. Le type de transpondeur est à choisir en fonction du poids de l'animal et du protocole d'étude souhaité. D'une manière générale, il ne faut pas mettre aux petits animaux des transpondeurs qui dépassent 6 % de leur poids, 3 % pour les oiseaux (grand maximum 5 %), afin de ne pas leur nuire. Afin de connaître la position de l'individu, il est nécessaire d'effectuer la recherche de l'animal équipé d'un émetteur avec au moins 3 détecteurs à différents endroits pour effectuer une triangulation et calculer ainsi sa position précise.



différents type d'émetteurs adaptés au radiopistage. Source : Holohil.com

Il existe même des transpondeurs pouvant être mis sur des insectes afin de suivre leur déplacement : exemple du projet Od'spot :

http://irbi.univ-tours.fr/uploads/pages/DEVERSS%C3%A9verine/Lisea_ProjetOdSPOT_Phase2_ANEPECaudalis_IRBI_VF.pdf

Citons enfin dans cette catégorie le suivi par balise Argos. Une balise Argos et un émetteur puissant capable d'envoyer des signaux à un satellite transmettant les informations vers les centres de traitement des données qui calculent sa position. Sa précision est d'environ 150 m et les résultats sont obtenus avec une heure de délai. Il existe des balises argos de 5g seulement avec batterie solaire intégrée. L'ONCFS a utilisé ce type de matériel pour faire une étude de la migration des tourterelles des bois (Hervé Lormée, comm. pers.).

Les biologistes l'utilisent pour étudier la migration et la biologie de plus de 3 500 animaux (oiseaux, caribous, tortues, phoques, baleines...). Il est alors possible de suivre en quasi temps réel sur internet le déplacement des animaux équipés de ces balises. Dans le cas du suivi de la Tourterelle des bois mentionné ci-dessus, la balise Argos fonctionnait pendant 8 heures puis se mettait en veille pendant 12 heures. Environ 18 000 balises Argos sont à ce jour actives à travers le monde. Le coût d'une balise est d'environ 3000 euros et l'abonnement annuel au service de réception argos coûte environ 1500 euros.



Balise argos sur une Cigogne blanche. Source : jeunes.cnes.fr

3.4 Avantages du marquage des animaux

L'avantage majeur du marquage des animaux est d'identifier de manière certaine un individu en particulier. Il s'agit d'une technique relativement peu coûteuse à l'exception des techniques par balises Argos. C'est un outil de prédilection pour connaître les déplacements des espèces, à la fois à l'échelle de l'individu ou d'une population. Cette technique peut également apporter de précieuses informations sur l'écologie d'une espèce (habitats fréquentés, longévité...) ou sur son éthologie (comportement face à la réduction de son habitat, à la lumière, température, hygrométrie etc...).

3.5 Inconvénients du marquage des animaux

Le marquage des animaux nécessite la plupart du temps une capture de l'individu ce qui oblige pour les espèces dites "gibiers" ou protégées d'obtenir des autorisations administratives spécifiques. Pour certains groupes d'espèces comme les oiseaux ou les Chauves-souris, il faut également disposer d'une habilitation à la capture délivrées par le MNHN (CRBPO). La capture d'un individu constitue en elle-même une perturbation de l'animal qui peut parfois être rédhibitoire pour des espèces menacées et sensibles au dérangement comme le Râle des genêts par exemple.

Les techniques utilisant la télémétrie sont assez lourdes à mettre en place car au moins 6 personnes (3 équipes de 2 personnes) sont nécessaires pour permettre la triangulation.

4 Techniques acoustiques

4.1 Généralités

La reconnaissance des espèces par leurs émissions sonores est une technique largement éprouvée. Elle est très souvent utilisée pour les inventaires ornithologiques mais également pour quelques mammifères dont les émissions sonores sont caractéristiques (abolement du Chevreuil, brame du Cerf, sifflement de la Marmotte). Elle est également souvent utilisée pour les amphibiens et certains insectes comme les orthoptères ou les cigales. La reconnaissance de ces espèces peut être effectuée sans matériel particulier, à condition que les émissions sonores de ces espèces soient dans le domaine de l'audible pour l'oreille humaine soit environ entre 20 Hz à 20 KHz. Dans le domaine de l'ultrasonore, l'identification des espèces est souvent réalisée pour le groupe des chauves-souris et dans une moindre mesure pour certains orthoptères ou les cigales.

Ces techniques acoustiques ont déjà été présentées dans la première partie de ce document lors de la présentation des techniques d'inventaire par groupe. Dans cette présente partie, nous allons nous attacher aux techniques nouvelles de détection de la faune en restreignant toutefois aux techniques utilisables dans le cadre d'études réglementaires. Ne seront pas abordées des techniques très spécifiques adaptées à des travaux de recherche spécifiques.

Les nouvelles techniques utilisent essentiellement des enregistreurs numériques audio afin d'enregistrer les signaux émis dans l'audible ou l'ultrasonore. Les enregistrements ainsi produits peuvent être visualisés ou mieux, analysés à l'aide d'une assistance informatique. Il est ainsi désormais possible de visualiser en temps réel le sonagramme (sorte de signature sonore) d'une espèce mais également d'effectuer des mesures des émissions sonores afin d'apporter des informations sur les caractéristiques des émissions (intensités, fréquence, récurrence rythme...) et aboutir ainsi à l'identification d'une espèce voire d'un individu. Dans certains cas, comme pour le groupe des chauves-souris, il est même possible d'obtenir des informations à partir des émissions sonores sur le comportement d'une espèce et de l'environnement dans lequel il évolue. C'est ce que Barataud (2015) appelle l'écologie acoustique.

4.2 Possibilités d'inventaires acoustiques par groupe faunistique

4.2.1 Insectes

Les principaux groupes bien documentés sont les orthoptères et les cigales notamment parce qu'ils sont faciles à entendre dans l'audible. Certaines sauterelles émettent dans l'ultrasonore et nécessitent pour être identifiées d'avoir recours à du matériel spécifique pour cette gamme de fréquence. Il n'existe encore à ce jour que peu de solutions techniques pour identifier les espèces d'insectes dans l'ultrasonore.

4.2.2 Reptiles et amphibiens

Les cris des anoues (Crapauds, grenouilles et rainettes) varient beaucoup moins que ceux d'autres groupes comme les oiseaux (Obrist et al., 2010) ce qui facilite l'identification tant automatique qu'à l'oreille.

Concernant les reptiles, les sons émis pour la communication sont très variés. De plus, les sons varient en fonction de la température ambiante. Pour constituer un référentiel sonore pour les reptiles, il serait nécessaire d'enregistrer pour chaque son la température de l'air, du sol et de l'eau (Obrist et al., 2010) ce qui rend cette technique d'identification peu utilisée pour ces animaux.

4.2.3 Oiseaux

L'acoustique est une technique couramment utilisée pour les inventaires ornithologiques. Les chants présentent une grande variabilité chez certaines espèces ce qui rend difficile l'identification automatique (Obrist et al., 2010). Par ailleurs, l'identification automatique peut être perturbée par la superposition d'autres chants soit de la même espèce soit d'espèces distinctes.

4.2.4 Mammifères terrestres

Les mammifères terrestres émettent pour la plupart des émissions vocales caractéristiques de l'espèce qu'il est possible d'entendre dans le domaine de l'audible. Il peut s'agir de cris territoriaux (appel territorial du Ragondin), de cris de ruts ("aboïement" du Chevreuil, brame du Cerf...), de cris d'alarme etc... Ces signaux peuvent donc être analysés informatiquement pour aboutir à une identification automatique.

4.2.5 Chauves-souris

Comme indiqué dans le chapitre des techniques d'inventaires usuelles, la méthode d'inventaire par l'acoustique reste la méthode de prédilection incontournable pour aboutir à une détermination fiable de l'espèce dans le cadre des inventaires pour des études "réglementaires". D'importantes innovations technologiques ont facilité ces dernières années l'identification des espèces, notamment de manière automatique, tant par les techniques actives (en étant directement sur le terrain), que passives (en laissant par exemple un enregistreur sur site une ou plusieurs journées).

4.2.6 Poissons

A proprement parler, les poissons n'émettent pas (à quelques exceptions près) directement de sons. Toutefois certaines émissions sonores peuvent découler de leur comportement, notamment reproducteur, et peuvent être utilisés pour détecter leur présence. C'est par exemple le cas chez les carpes ou les aloses ("bulls").

4.3 Techniques acoustiques innovantes utilisables

Plusieurs solutions innovantes sont envisageables pour effectuer des inventaires de la faune dans le domaine de l'acoustique. Ces solutions nécessitent l'utilisation d'enregistreurs audio numériques et d'analyseurs de fréquences. Il est possible d'utiliser ces techniques en écoute active ou en écoute passive.

Pour l'écoute active dans le domaine de l'ultrasonore, il s'agit probablement du domaine qui a connu les plus fortes évolutions technologiques ces dernières années. Il ne s'agit pas ici de revenir aux techniques "usuelles" développées au chapitre 1.8.1.3 mais de développer le volet concernant les détecteurs actifs de type "tablettes", les détecteurs passifs et les techniques de triangulation acoustique.

4.3.1 Les détecteurs de type "tablettes"

Ces détecteurs sont apparus en France en 2012 par la société Cyberio qui a développé le logiciel "Soundchaser". Grâce à ce logiciel et un micro ultrasonore USB, il est possible de visualiser en temps réel le spectrogramme des cris d'espèces émettant ou non dans l'ultrasonore. L'avantage considérable de cette technique par rapport aux détecteurs "traditionnels" est qu'elle permet de visualiser l'ensemble de la gamme de fréquence de toutes les espèces de Chauves-souris présentes en France à savoir de 10 à 140 Khz. Alors qu'un détecteur hétérodyne à molette peut ne pas détecter une espèce émettant vers 110 Khz s'il est réglé sur une fréquence bien inférieure, le spectrogramme permettra de révéler en un coup d'oeil la présence de l'espèce. Autre avantage majeur, il est possible de visualiser la "forme" de l'émission acoustique de l'individu ainsi que sa fréquence d'émission approximative. Selon l'endroit où l'inventaire

est effectué en France, la détermination de certaines espèces comme le Grand rhinolophe, le Petit Rhinolophe ou la Pipistrelle commune pourront être identifiées de manière certaine instantanément et ce avec une formation très rapide.

Il existe toutefois des inconvénients à cette technique. En effet, l'utilisation de la méthode d'identification des espèces par l'acoustique développée par M. Barataud nécessite d'être concentré sur l'écoute en mode hétérodyne ou expansion de temps et l'écran des tablettes vient capter l'attention visuelle au détriment de l'attention auditive. Pour certains logiciels, l'affichage du spectrogramme est très lumineux ce qui vient gêner l'observation directe des Chauves-souris en venant perturber l'adaptation rétinienne (adaptation de l'oeil lors du passage de la lumière à l'obscurité). Toutefois, certaines applications comme Batrecorder sur Android sont parvenues à parfaitement maîtriser ce problème. La société Cyberio qui commercialise le soundchaser a également modifié son produit pour prendre en compte le confort visuel nocturne.

Généralement, les solutions sur tablettes utilisent un micro adapté à l'ultrason externe et un logiciel spécifique. Le plus souvent, le micro et la tablette peuvent être choisis indépendamment.

4.3.1.1 Principaux microphones disponibles

- **Ultramic** de Dodotronic. Ce microphone USB existe en plusieurs versions selon leurs capacités du taux d'échantillonnage fréquentiel : 192, 200, 250 et 384 KHz. D'un coût de 200 à 400 euros, il bénéficie d'une grande compatibilité avec de nombreuses plateformes différentes (windows, iOS, Android....). Il peut même être utilisé avec les micro-ordinateur Raspberry Pi. L'ensemble des périphériques compatibles est disponible sur le site du fabricant.



L'ultramic connecté à une tablette windows.

Source : <http://www.dodotronic.com/>

- **Pettersson M500-384**. Il s'agit d'un microphone USB. Il existe une ancienne version, le M500 qui ne fonctionne qu'avec le logiciel Batsound touch développé par Pettersson. Le M500-384 en revanche est compatible avec les périphériques Android et Windows. Il fonctionne avec le logiciel Soundchaser et sur Android avec l'application Batrecorder et "USB Bat Detector". Il coûte environ 450 euros.



Micro Pettersson USB M 500-384 avec un smartphone Android équipé de l'application Batrecorder.

Source : <http://www.batsound.com/>

- **le Batbox Baton.** Il s'agit d'un appareil constitué d'un microphone ultrasonore capable de restituer un son en division de fréquence et de visualiser sur un ordinateur le sonagramme en temps réel. La liaison entre le "Baton" et l'ordinateur ne se fait pas par une connexion USB mais audio. Le fabricant Batbox fournit avec le "Baton" un logiciel d'analyse des signaux gratuitement (logiciel BatScan). Le Batbox Baton coûte environ 120 euros.

- **Echo Meter Touch.** Produit par la société Wildlife Acoustics, il s'agit d'une solution nécessitant un iPhone, iPad ou iPod touch. Un micro externe ultrasonore vient se connecter à l'un des trois précédents appareils et il est alors possible grâce à l'application gratuite "Echo Meter app" de visualiser les signaux des chauves-souris ou autres animaux émettant dans l'ultrasonore grâce à un oscillogramme et un spectrogramme. Il est également possible d'effectuer des mesures de signaux. C'est à ce jour le seul dispositif sur tablette à proposer une solution de reconnaissance automatique des signaux. Une nouvelle version V2 de l'application (gratuite) est disponible depuis avril 2017. L'Echo Meter Touch coûte environ 350 euros.

4.3.1.2 Principaux logiciels disponibles

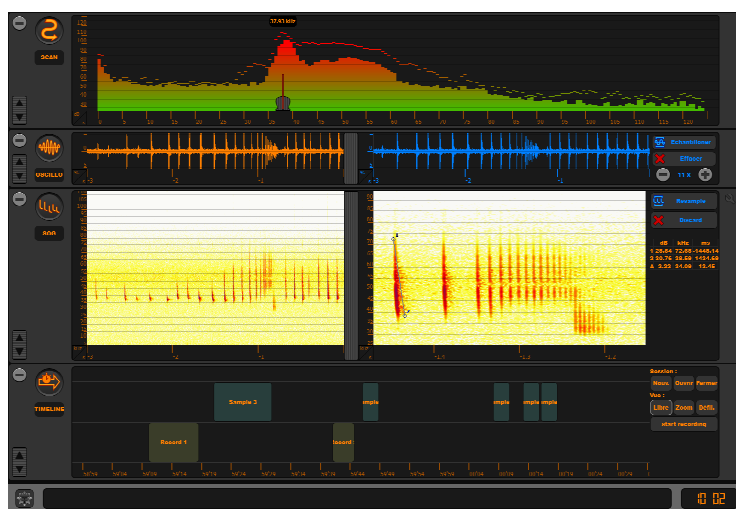
Mis à part les logiciels Echo Meter app et BatScan qui sont deux logiciels dédiés aux micros fournis par les fabricants de ces applications, d'autres logiciels peuvent être utilisés avec différents micros USB comme ceux présentés ci-dessus. Ces logiciels sont à ce jour essentiellement les suivants :

- Soundchaser. Il existe deux versions de ce logiciel, Soundchaser Découverte et Soundchaser Expert dont les principales différences sont résumées ci-dessous :

Fonctionnalités	SoundChaser Découverte	SoundChaser Expert
Hétérodyne	✓	✓
Oscillogramme	✓	✓
Expansion de temps	✓	✓
Sonagramme		✓
Timeline		✓
Lecteur de fichier		✓
Enregistreur	Limité à 5 sec	✓

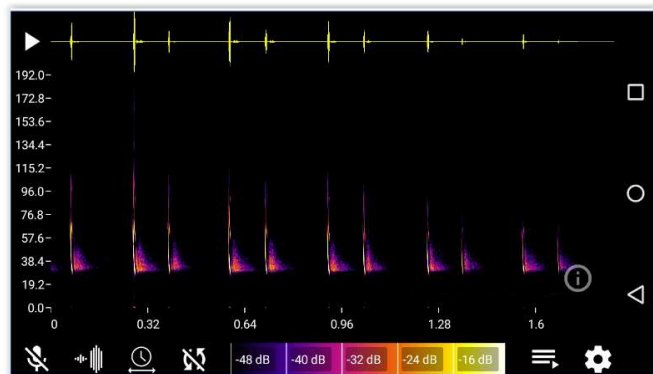
Synthèse des différences entre les deux versions de Soundchaser
Source : acounect.fr

Ce logiciel bénéficie d'un développement en continu et la société est à l'écoute des demandes des utilisateurs de terrain. La version "Expert" est de plus en plus utilisée par des professionnels, bureaux d'études, établissements publics etc... Il est également possible de l'utiliser comme enregistreur passif en paramétrant la fréquence de déclenchement, la gamme de fréquence et l'intensité du signal au delà desquels l'enregistrement s'effectue. L'outil est très complet (mesure des signaux, visualisation de la densité spectrale etc...).



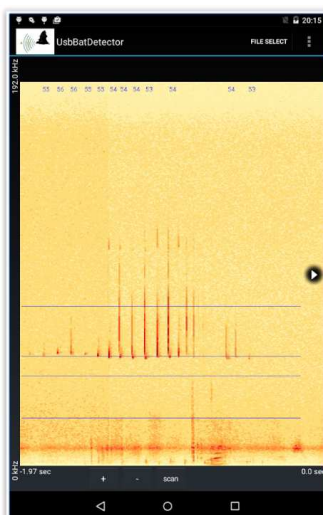
Capture d'écran de l'application Soundchaser expert
Source : acounect.fr

- Batrecorder. Cette application développée sur Android par un américain, Bill Kraus, a fait son apparition fin 2015. Elle est disponible sur le Play Store. Depuis, elle ne cesse de s'améliorer au fil des demandes des utilisateurs. Cette application peu coûteuse présente l'avantage de fonctionner sur tout périphérique Android aussi bien avec le micro M500-384 de Pettersson que l'Ultramic de Dodotronic. L'application permet d'afficher en temps réel ou en différé un oscillogramme et un spectrogramme. Comme le Soundchaser, il est possible de l'utiliser enregistreur passif. La mise en veille de l'écran n'empêche pas le fonctionnement de l'application ce qui permet un enregistrement durant toute une nuit avec une tablette. Depuis peu, un outil de mesure des signaux est disponible. Chaque enregistrement en fichier wav inclut également les coordonnées GPS du point lorsque le GPS de l'appareil est activé. Le souhait du développeur est à terme de proposer un outil d'aide à l'identification automatique des espèces.



Ecran de l'application Android Batrecorder.
Source : <https://play.google.com>

- USB Bat Detector. Cette application gratuite pour Android est développée bénévolement par une seule personne dont le pseudo est "Irish Wildlife App Man". L'écran permet de visualiser le sonogramme. Il dispose de moins de fonctionnalités que Batrecorder à ce jour.



Capture de l'écran de l'application Android USB Bat Detector
Source : <https://play.google.com>

4.3.2 Les détecteurs de type enregistreur passif en continu.

Concernant l'écoute passive, Il existe depuis quelques années déjà des enregistreurs programmables afin qu'ils se déclenchent à certaines heures pour enregistrer l'environnement sonore. Ce type de matériel est essentiellement utilisé pour les inventaires des chauves-souris mais si les micros utilisées permettent d'enregistrer également dans le domaine de l'audible, il peut être utilisé pour les oiseaux, les amphibiens, les insectes et les mammifères. De nombreuses marques proposent ce type d'enregistreur : AnaBat, Batbox, Ciel, Elekon, Magenta, Pettersson, Wildlife Acoustics. Voir notamment le chapitre 1.8.1.2 à ce sujet.



Enregistreur automatique D500x de Pettersson.
Source : <http://www.batsound.com/>

Ce type de matériel est particulièrement utilisé pour les inventaires chauves-souris dans le cadre des études d'impacts, notamment pour les projets de parcs éoliens. Ils peuvent être placés dans toutes sortes de sites, y compris sur des mâts de mesure éolien, à différentes hauteurs en enregistrement synchrone de façon à pouvoir évaluer la hauteur de vol des individus (Govaere, 2015, comm. pers.).

Pour les oiseaux, d'importantes innovations sont intervenues ces dernières années afin de proposer des algorithmes de reconnaissance prometteurs. Le MNHN travaille également sur ce groupe grâce à des collaborations avec des chercheurs. C'est ainsi que des efforts sont réalisés pour les oiseaux nocturnes (engoulevents, rapaces nocturnes, rossignols) et sur les oiseaux des roselières (Y Bas, comm. pers.). Une équipe de chercheur a déjà travaillé pour obtenir un taux de reconnaissance d'espèce atteignant 80 % (Dufour O. et. al., 2014). Il est déjà possible de distinguer les cris des chants ce qui permet par exemple de calculer un ratio cris/chants pendant la migration et le reste de l'année (Dufour O. et. al., 2014).

Alors qu'il est possible d'utiliser les enregistreurs automatiques dédiés aux chauves-souris à condition que les micros soient adaptés au domaine de l'audible, il existe également des enregistreurs automatiques dédiés au domaine de l'audible. C'est notamment le cas du "Bioacoustic audio recorder" commercialisé par la Sté Frontierlabs :



Bioacoustic audio recorder de Frontier labs.
Source : <http://www.frontierlabs.com.au/>

Ce type d'enregistreur peut être programmé via un logiciel externe qui permet de définir les plages horaires où l'appareil se déclenche. Il a une autonomie de 80 heures environ.

Pour de l'écoute "active" et enregistrer les sons de la nature, il existe également des appareils adaptés pour les smartphones. Cela consiste simplement à utiliser un microphone de bonne qualité et sensible et une application dédiée sur un smartphone. La société Frontier labs propose une solution clé en main pour enregistrer les sons de la nature (dans l'audible) avec le "Handheld Audio Recorder". Cela permet de disposer d'un enregistreur de qualité à moindre coût.



Handheld Audio Recorder de la société Frontier labs
Source : <http://www.frontierlabs.com.au/>

Le lecteur intéressé par l'acquisition d'un enregistreur audio de qualité, pourra utilement se reporter au site internet d'Avisoft qui maintient à jour un comparatif de tous les enregistreurs audio sur le marché :

<http://www.avisoft.com/recordertests.htm>

4.3.3 Analyse audio des fichiers enregistrés

Les enregistreurs passifs automatiques étant capables d'enregistrer tout signaux sur plusieurs nuits, ils génèrent de ce fait un grand nombre d'enregistrements qu'il serait impossible d'analyser sans une aide informatique. A cette fin, plusieurs solutions sont aujourd'hui disponibles. Pour les chauves souris, les bureaux d'études utilisent le plus souvent sonochiro®, logiciel de traitement automatique des

enregistrements ultrasonores qui détecte tous les signaux de Chauves-souris enregistrés qui lui sont donnés en entrée, puis les classifie en fonction des nombreux paramètres mesurés sur chacun d'entre eux. L'utilisateur obtient alors la liste des chauves-souris ainsi contactées, leur identité (genre et espèce) et leur comportement (rythme de vol, activité sociale, de chasse) ainsi qu'une mesure de confiance sur chacune des identifications faites.

Le MNHN met également une solution similaire à disposition gratuitement : le logiciel Tadarida. La contrepartie est que les données deviennent publiques et sont alors librement échangeables. Les enregistreurs de type "tablette" proposant désormais la possibilité d'être utilisés en enregistreur passif sur des nuits entières, il sera prochainement possible de verser les données collectées avec ce type d'enregistreur sur Tadarida. Après analyse, Tadarida fournit une liste des espèces identifiées avec une synthèse du nombre de contacts par espèce mais également pour chaque enregistrement, l'espèce identifiée et la probabilité de la confiance de l'identification automatique. Lorsque cela est possible, d'autres espèces que les Chauves-souris sont également identifiées (oiseaux, insectes, mammifères). Cette solution est proposée dans le cadre du programme VIGIE-CHIRO, déclinaison pour les Chauves-souris du programme Vigie-Nature. Toutes les informations sur ce programme sont disponibles à cette adresse :

<http://vigienature.mnhn.fr/page/vigie-chiro>

Il existe également d'autres logiciels d'analyse et de reconnaissance automatique d'espèces. Notamment Kaléidoscope, commercialisé par Wildlife acoustics :

<https://www.wildlifeacoustics.com/products/kaleidoscope-software>.

D'autres logiciels ne proposent pas directement de reconnaissance d'espèces mais permettent de faire un tri entre les enregistrements présentant effectivement des cris et ceux où il n'y en a pas. C'est notamment le cas de Kaleidoscope en version gratuite. Le logiciel Scan'r développé par Binary acoustic technology (<http://binaryacoustictech.com/>) permet d'analyser à la volée de gros volumes de données et d'exporter les variables descriptives des signaux sous différents formats. Il est alors possible de développer des applications permettant d'analyser ces fichiers et d'aboutir à une aide à l'identification. Un échange a eu lieu à ce sujet le 22 août 2016 sur le forum batsound par Roland Jamault. Le forum batsound (<https://fr.groups.yahoo.com/neo/groups/batsound/info>) est un forum de discussion publique pour échanger sur tout ce qui a trait à la détermination acoustique des chauves-souris.

Concernant plus spécifiquement l'analyse informatique des chants d'oiseaux, il existe une application sur Android ou iOS nommée "Bird Song ID" et développée par la société Isoperla. Elle permet la reconnaissance automatique des espèces. Cette application peut être aussi bien utilisée en écoute active que passive. L'identification nécessite un fichier déjà enregistré (pas d'identification en direct) et sera d'autant plus fiable que la qualité de l'enregistrement sera meilleure et que le chant de l'oiseau sera bien distinct de l'environnement sonore. L'application donne alors un pourcentage de fiabilité de l'identification pour une ou plusieurs espèces.



Capture d'écran de l'application Bird Song ID, disponible tant sur Android que iOS.
Source <https://play.google.com>

4.3.4 Les détecteurs micro-ordinateurs Raspberry Pi ou Arduino.

Ces micros ordinateurs ont la taille d'une carte de crédit. Les modules Raspberry Pi fonctionnent sous le système d'exploitation LINUX tandis que les modules Arduino fonctionnent avec un langage de programmation spécifique. Ils sont sur le marché depuis novembre 2012 (depuis plus longtemps pour Arduino) et ne cessent depuis de connaître d'importantes améliorations techniques. Ces ordinateurs peuvent être programmés pour exécuter toutes sortes de tâches et de nombreux modules externes peuvent y être ajoutés (davantage pour Raspberry que pour Arduino). Il existe actuellement plusieurs projets pour développer un détecteur / enregistreur de chauves-souris avec le Raspberry. Il existe notamment un forum français à cette adresse :

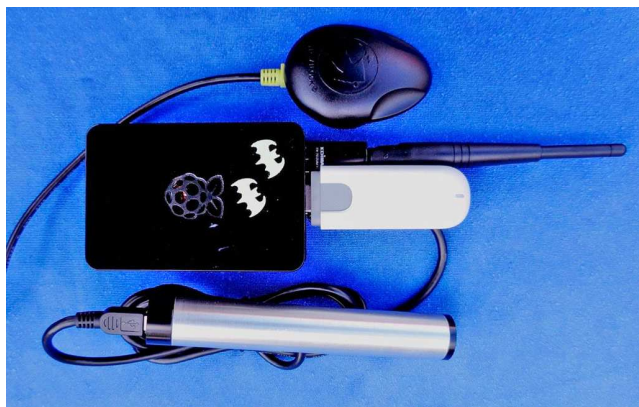
<http://ardechelibre.org/forum/enregistreur-automatise-de-chauves-souris-libre-autonomous-bat-recorder-f7>

et le site du projet français :

<http://pibatrecorder.ardechelibre.org/>

Citons également cette version du raspberry avec connexion wifi avec un ordinateur pour permettre la communication entre le détecteur et l'ordinateur :

http://www.fledermausschutz.de/wp-content/uploads/RASPBERRY_PI_BAT_PROJEKT_NEWSLETTER-EN.pdf



Raspberry pi connecté à un micro ultramic.
source : <http://www.fledermausschutz.de/>

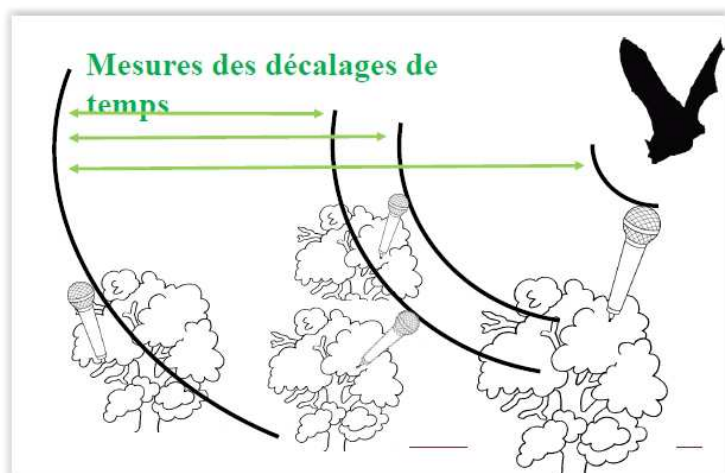
L'avantage de cette solution est à la fois un investissement modéré pour le Raspberry pi (une cinquantaine d'euros pour le Raspberry proprement dit et autant pour les accessoires) et la possibilité de programmer comme on le souhaite des heures d'enregistrement des signaux.

A ce jour, les principaux inconvénients sont la consommation électrique du Raspberry qui nécessite des batteries externes pour fonctionner de manière autonome et la limitation du taux d'échantillonnage à 192 KHz soit des fréquences enregistrées de maximum 96 KHz. Cette dernière n'est pas suffisante pour capter les fréquences émises par exemple par le Petit Rhinolophe et les fréquences initiales de certains murins à grande largeur de bande. Pour le moment, seul l'Ultramic fonctionne avec le Raspberry, le M500-384 de Pettersson n'est pour le moment pas compatible.

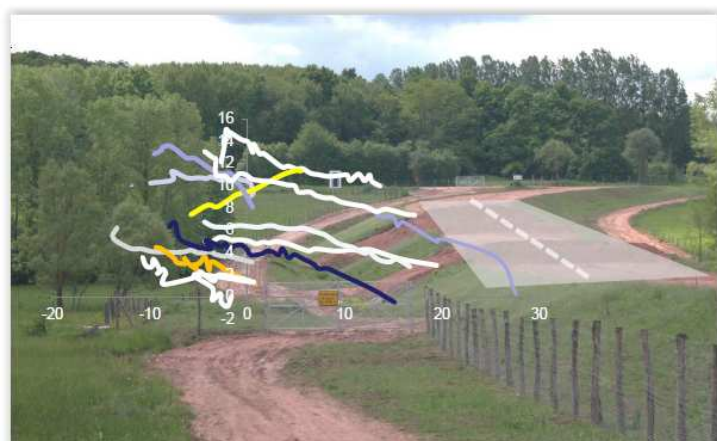
4.3.5 Analyse des déplacements des animaux par triangulation

Il est possible d'analyser le déplacement des animaux, aussi appelé trajectographie, par l'acoustique en captant les émissions sonores des animaux de façon synchrone par des microphones placés le plus souvent en triangle ou en tétraèdre pour une meilleure précision dans un espace en trois dimensions. Les décalages de temps entre chaque microphone sont mesurés afin de déterminer par un algorithme la position de l'animal dans l'espace. Il est ainsi possible de déterminer la hauteur, la direction et la vitesse de vol et pour les Chauves-souris, l'analyse de leurs émissions peut même permettre de déterminer leur comportement (chasse, transit, évitement d'un véhicule etc...).

Cette technique est présentée ici car si elle était autrefois réservée surtout à des programmes de recherche, elle est désormais proposée dans le cadre d'études d'impacts où il est nécessaire de connaître précisément les déplacements des Chauves-souris. Cela peut être particulièrement utile dans le cadre de projets routiers pour éviter au maximum les collisions d'espèces sensibles, en particulier des Chauves-souris, par des véhicules.



Principe de l'analyse des déplacements des Chauves-souris par mesure des temps de décalage des cris au niveau de chacun des micros.
Source : Biotope.



Analyse des déplacements grâce à la solution sonospot® développée par Biotope
Source : Biotope.fr



Trois équipements différents pour la triangulation. Les récepteurs sont tous conçus sur le principe d'un microphone fixé à chacune des 4 extrémités d'un tétraèdre. Les microphones sont reliés à un équipement informatique qui permet de déterminer les différences de temps d'un même signal arrivant sur chacun des 4 micros. A gauche, un équipement utilisé par le MNHN (Y. Bas), au milieu par l'université des sciences de Toulon (H. Glotin) et à droite par la société Cyberio (M. Charbonnier et D. Mauuary). Photo : CC BY SA O. Picard.

La trajectographie par la méthode de la triangulation est particulièrement bien adaptée pour les Chauves-souris car leurs émissions sonores sont quasi constantes en vol⁵. Ce n'est pas le cas pour les oiseaux ce qui rend difficile l'utilisation de cette méthode pour suivre leur trajectoire. Néanmoins, la société Cyberio tente de développer des solutions de suivi des déplacements de l'avifaune par la méthode de la triangulation.

Cette méthode reste toutefois encore assez complexe à mettre en oeuvre et nécessite de bonnes compétences en acoustique et informatique. Néanmoins, cette technique tendant à se répandre, il existe désormais des solutions dont la mise en oeuvre est simplifiée. C'est notamment le cas de la solution "Sonospot®" proposée par Biotope.

4.3.6 Caméras acoustiques

L'hydroacoustique est une technique qui utilise les propriétés du son dans l'eau et qui présente une utilisation diversifiée et croissante. Encore très peu utilisée en cours d'eau en France, cette méthode est non intrusive : elle permet d'observer les poissons dans leur milieu naturel sans perturber leur comportement. Les échosondeurs émettent des ondes acoustiques puis captent, localisent et décrivent les échos renvoyés par les poissons présents dans le faisceau de détection. La caméra acoustique DIDSON (Dual frequency Identification Sonar) émet des ondes à très haute fréquence (1,8 MHz) qui permettent une observation visuelle de la morphologie et du comportement des poissons. Cet appareil, contrairement aux caméras numériques classiques, a l'avantage de pouvoir filmer la nuit et en eau trouble sans aménagements particuliers (Daroux *et al.*, 2014).



Caméra acoustique Didson 300 m et ses accessoires. Source : <http://www.soundmetrics.com>.

⁵ Toutefois, une partie de la mortalité engendrée par les éoliennes a été attribuée au fait que certaines espèces de chiroptères coupent leur sonar sur de longues distances lorsqu'elles ont la conviction de voler en milieu ouvert.

5 Techniques de l'ADN environnemental (ADNe)

5.1 Quelques définitions

La méthode d'inventaire utilisant l'ADN environnemental est une technique nouvelle prometteuse. Ce terme a été cité pour la première fois en 1987 (Ogram *et al.* 1987 in Jean 2013) mais a réellement émergé dans les années 2000. Les progrès concernant cette technique sont constants.

L'ADN environnemental correspond à l'ADN qui est émis par un organisme dans le milieu naturel par le biais de l'urine, des fécès, des poils, des mues... Il est composé d'ADN intracellulaire (contenu dans les cellules vivantes) et d'ADN extracellulaire (issu de cellules mortes). L'ADN environnemental est constitué par un mélange complexe de l'ADN nucléaire, mitochondrial et chloroplastique de différents organismes (Jean, 2013).

La détection de l'ADN d'une espèce est possible à n'importe quelle étape de son cycle de vie et quel que soit son sexe.

5.1.1 Des temps de conservation variables

Le temps de conservation de l'ADN dans le milieu aquatique est variable selon les paramètres physico-chimiques : température, pH, expositions aux rayons UV etc.. La persistance de l'ADN varie de quelques heures à 1 mois environ (Herder *et al.*, 2014). En eaux courantes, la persistance n'est que d'une heure environ (Pilliod *et al.* 2014 in Herder *et al.* 2014).

Dans les sols terrestres et les sédiments, la persistance de l'ADN environnementale est beaucoup plus importante qu'en milieu aquatique, elle peut atteindre des centaines voire des milliers d'années. Par exemple, il a été possible de recueillir de l'ADNe dans une carotte de la calotte glaciaire du Groenland issue de plantes et d'animaux dans des limons glaciaires de 450 000 à 800 000 ans (Willerslev *et al.*, 2007 in Herder *et al.* 2014). Pour les sols terrestres, il a été démontré que l'ADN pouvait persister plusieurs décennies mais avec une détectabilité plus faible au-delà de 45-50 ans (Yoccoz *et al.*, 2012 in Herder *et al.* 2014).

Ces durées de conservation sont importantes à connaître car plus elles seront courtes, meilleure sera la preuve d'une présence récente de l'espèce mais sans pouvoir obtenir d'information sur l'antériorité de sa présence alors qu'à l'inverse une durée de conservation longue permettra d'attester la présence ancienne de l'espèce mais sans savoir si l'espèce était présente ou non récemment.

5.1.2 Deux approches principales pour la recherche d'espèces

Il y a deux approches principales pour les analyses de l'ADNe :

5.1.2.1- recherche d'une seule espèce précise

Dans ce cas un marqueur de référence de l'espèce est utilisé pour rechercher l'ADN correspondant dans l'échantillon prélevé. Une fois l'ADN correspondant détecté, il est amplifié par la technique de réaction en chaîne par polymérase (PCR) ou réaction en chaîne par polymérase quantitative (qPCR). On appelle cette approche l'ADN barcoding.

5.1.2.2- Recherche de plusieurs espèces simultanément

Il est possible d'utiliser plusieurs marqueurs de référence comme ci-dessus pour rechercher plusieurs espèces dans un échantillon mais cela fonctionne à condition de rechercher peu d'espèces, 3 environ.

Il est également possible d'utiliser l'approche universelle, appelée également ADN métabarcoding permettant de détecter un groupe d'espèce (amphibiens, reptiles, poissons...) et de comparer ensuite les séquences ADN amplifiées avec des bases de données ADN mondiales, publiques ou privées. Il semble que les bases de données publiques comportent des erreurs contrairement aux bases de données privées (Herder *et al.*, 2014). Cette comparaison permet de dresser une liste d'espèces correspondant à l'ADN présent dans l'échantillon analysé. Cette méthode est notamment bien adaptée pour rechercher des espèces invasives dans des habitats à faible valeur patrimoniale où il est peu probable de détecter des espèces remarquables (Herder *et al.*, 2014).

5.1.3 Pertinence de l'utilisation de l'ADNe

Les meilleurs résultats par la technique de l'ADNe sont obtenus dans les milieux aquatiques, de préférence dans les petites surfaces en particulier d'eaux stagnantes que dans les grandes surfaces en particulier d'eaux courantes. De bons résultats sont également obtenus pour identifier une espèce à partir de ses excréments.

Il est également possible d'utiliser la technique de l'ADNe grâce aux animaux prélevant des échantillons d'ADN dans l'environnement et ainsi analyser l'ADN présent dans le miel des abeilles, dans les pelotes de réjection des rapaces ou les fèces des carnivores (Herder *et al.*, 2014).

Il sera d'autant plus facile de détecter l'ADN des animaux qui diffusent beaucoup d'ADN que ceux qui en diffusent peu. Par exemple, les amphibiens et les poissons relarguent plus facilement de l'ADN en raison de leur peau fine et fragile que les arthropodes qui ont un exosquelette résistant (Herder *et al.*, 2014).

Plus les densités de population d'une espèce seront importantes, meilleurs sont les chances de détecter de l'ADN de cette espèce. Par exemple, les espèces territoriales ont tendance à avoir une densité de population moins élevée que d'autres et sont de ce fait plus difficile à détecter (Herder *et al.*, 2014).

5.1.4 Avantage de cette technique :

Elle permet de détecter des espèces difficilement observables par des méthodes plus classiques. De plus elle permet d'identifier des espèces sans aucun dérangement ni perturbation. Avec quelques prélèvements bien choisis, il est possible d'identifier pour certains groupes, en particulier les amphibiens, près de 90 % des espèces. Une étude menée sur 38 sites a montré que la méthode par ADNe permettait de détecter 98 % des espèces contre 59 % avec les méthodes classiques (Jean, 2013).

S'il est toujours indispensable de connaître la phénologie de l'espèce pour effectuer les prélèvements au moment où celle-ci se trouve dans les lieux de prélèvement, il n'est pas nécessaire comme pour les techniques classiques de choisir les périodes de pleine activité d'émission sonore par exemple. Pour les milieux aquatiques, sachant que l'ADN n'est plus détectable au-delà d'un mois, cela permet d'être sûr que les espèces étaient présentes récemment.

Cette technique permet également de limiter la dispersion d'espèces invasives ou de maladies pouvant se trouver sur les vêtements ou le matériel du naturaliste.

Lorsque les marqueurs génétiques de référence sont fiables, il n'y a par ailleurs pas de risque d'erreur dans l'identification des espèces contrairement à une identification "manuelle" en particulier pour des espèces morphologiquement proches.

Pour les espèces exotiques envahissantes, la technique de l'ADNe est particulièrement bien adaptée car elle permet de détecter très tôt la présence de ces espèces et d'intervenir ainsi au plus vite avant que la dispersion devienne incontrôlable.

Il s'agit d'un nouveau moyen d'améliorer l'inventaire du vivant, et peut-être de répondre à ce que l'ONU a nommé l'obstacle taxonomique, c'est-à-dire le manque de taxonomistes pour identifier et classer les espèces et autres taxons vivants sur la planète.

5.1.5 Inconvénients de cette technique :

Dans les sols, l'ADN ne se disperse pas aussi facilement que dans l'eau ce qui réduit les chances de récolter de l'ADN lors des prélèvements.

La technique de l'ADNe ne fournit pas d'informations sur la densité de présence d'une espèce mais uniquement sa présence / absence. Elle ne permet pas non plus d'obtenir des informations sur l'âge des individus, s'ils sont reproducteurs ou non, leur état de santé etc... Une observation directe des individus apporte en cela de nombreuses informations complémentaires à la simple présence / absence (Herder *et al.*, 2014).

6 Conclusion

L'ensemble des techniques présentées dans ce rapport doit permettre de trouver la meilleure solution à mettre en oeuvre en fonction d'un objectif précis de détection ou d'inventaire de la faune terrestre métropolitaine. Ce document pourra ainsi être utile aux maîtres d'ouvrage afin de déterminer la technique d'inventaire appropriée en fonction de leur projet d'aménagement. Selon l'objectif à atteindre mais également en fonction des moyens financiers et du temps disponible pour conduire les inventaires, ils opteront pour une solution "classique" ou innovante voire même des techniques combinant ces deux solutions. Les services instructeurs des DREAL et DDTM pourront également trouver dans ce document toutes les informations sur les techniques utilisables pour mener à bien un inventaire de la faune leur permettant ainsi de mieux juger la pertinence des techniques d'inventaires utilisées dans le cadre des documents administratifs qu'ils auront à instruire.

Le choix d'une technique d'inventaire mais également le protocole d'inventaire à conduire sont deux éléments décisifs dans la réussite du volet "état initial" d'une étude réglementaire de type étude d'impacts ou évaluation d'incidence. La réussite de l'état initial étant primordial, il est vivement conseillé aux maîtres d'ouvrage de s'entourer de structures compétentes (Bureaux d'études spécialisés en écologie, établissements publics (ONF, ONCF, ONEMA, CEREMA...)) afin de définir la meilleure solution d'inventaire à mettre en oeuvre pour assurer sérieux et sécurité juridique à leur projet.

7 Bibliographie

- 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 – Échantillonnage des poissons à l'aide de filets maillants – version française – CEN (Comité européen de normalisation). 27 p.
- Afnor. 2003. Qualité de l'eau – Échantillonnage des poissons à électricité – version française – CEN. 20 p.
- Anonyme, 2006. Protocole d'échantillonnage par pêche à électricité mis en œuvre dans le cadre du réseau de référence DCE. CSP.10 p.
- Arthur, L. & Lemaire, M. 2015. Les chauves-souris de France, Belgique et Luxembourg. Biotope, Mèze, (collection Parthénope), Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris. 544 p.
- Atlas des oiseaux nicheurs de France métropolitaine. Mars 2009. Guide méthodologique du participant – version 1. 18 p. <http://files.biolovision.net/www.atlas-ornitho.fr/pdf/Atlasnational-Guidemethodologiqueduparticipant-6544-3119.pdf>
- Barataud, M. 1996. Balade dans l'inaudible – identification acoustique des chauves-souris de France. Éditions Sittelle. 50p + 2 CD audio.
- Barataud, M. 2015. Ecologie acoustique des chiroptères d'Europe - Identification des espèces, études de leurs habitats et comportements de chasse. Biotope, Mèze ; Muséum national d'histoire naturelle, Paris (collection Inventaires et Biodiversité). 344 p.
- Barataud, M. 2014. Avis comparatif sur les détecteurs d'ultrasons (usage manuel selon la méthode naturaliste). Rapport 5 pp. http://ecologieacoustique.fr/?page_id=11
- Bat Conservation Trust. 2007. Bat Surveys – Good Practice Guidelines. Faber Maunsell – AECOM. 87 p.
- Beau, F. 2008. Aide à la recherche d'indices de présence des Mammifères autour de Cognac. Association pour la préservation du Patrimoine Naturel. 17 p.
- Belliard, J., Ditché, J.M. & Roset, N. 2008. Guide pratique de mise en œuvre des opérations de pêche à 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 & Niestle. 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 fréquentiels progressifs (EFP). La Terre et la Vie, 29, 533-289.
- Boismartel, M., Pommeret, P., Meynard, N., 2011. Guide d'identification des écrevisses en France métropolitaine. [en ligne] <http://www.gt-ibma.eu/wp-content/uploads/2015/06/Guide-identification-ecrevisses-France.pdf> (Page consultée le 10/04/2017). 28p.
- 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. Bulletin de la Société Herpétologique de France, 134 p.3-25. <hal-00871299>

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.

CGDD. 2015. Les usages de drones existants ou potentiels au sein du MEDDE. Commissariat Général au Développement Durable. 54 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.

Cheyland, M. & coll. 1999. Plan de restauration pour la Tortue d'Hermann. Ministère du Territoire et de l'Environnement, Paris, version février 1999. 28 p.

Cheyland, M. 1981. Critères de détermination des mues de serpents de France. Montpellier. EPHE. 7 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.

ConservationDrones, 2014. Conservation drones for seabirds monitoring. [en ligne]
<https://conservationdrones.org/2014/05/05/conservation-drones-for-seabird-monitoring/>

Daget, J. 1971. Échantillonnage des peuplements des poissons d'eau douce. Échantillonnage en milieu aquatique. Masson et Cie Editeurs. 25 p.

Daroux, A., Martignac, F., Guillard, J. Utilisation de la caméra acoustique DIDSON pour le suivi en rivière des poissons migrateurs. Les cahiers techniques de l'INRA 2014 (83) N°3. [en ligne] <http://halieutique.agrocampus-ouest.fr/umr/pdf/4790.pdf>. (Page consultée le 10/04/2017).

Davis, D.E. 1982. Handbook of census methods for terrestrial vertebrates. In., Boca Raton, Florida, USA. Ed. CRC Press : 397 p

De Lange, H. 2016. Camera Trap Basics. [en ligne] <http://cameratrapp.mywild.co.za/p/camera-trap-help.html>. (Page consultée le 02/03/2016).

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).

Dijkstra K.D.B., 2007. Guide des libellules de France et d'Europe. Les guides du naturaliste. Collection Delachaux-et-Niestle. 320 p.

Direction Régionale de l'Environnement d'Auvergne & Conseil Régional Auvergne. 2009. Diagnostic de la biodiversité en Auvergne. Document de synthèse 354 p. + 17 annexes.

Ditmer Mark A., Vincent John B., Werden Leland K., Tanner Jessie C., Laske Timothy G., Laizzo Paul A., Garshelis David L., Fieberg John R. 2015. Bears Show a Physiological but Limited Behavioral Response to Unmanned Aerial Vehicles. Current Biology, Volume 25, Issue 17, 2278 - 2283.

- 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/protocole/cilif.html>
- 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: 13-21.
- Duclos L., 2015. Trois atouts indiscutables des drones pour l'écologie. Sciences et avenir [en ligne]
<http://www.sciencesetavenir.fr/animaux/20150818.OBS4341/3-atouts-indiscutables-des-drones-pour-l-ecologie.html>
(page consultée le 28/07/2016).
- Dufour, O., Glotin, F., Artières, T., Bas, Y., Giraudet, P., Delcourt, V., 2014. Automatic classification of birds calls and songs from Provence in Ecoacoustics. Ecology and acoustics : emergent properties from community to landscape. Abstract book. MNHN paris 16-18 June 2014. MNHN. 53p.
http://ecoacoustics.sciencesconf.org/conference/ecoacoustics/pages/EcoacousticsBook_v4.pdf
- Dupont, P. 2011. Plan national d'actions en faveur des *Maculinea*. Office pour les insectes et leur environnement- Ministère de l'Écologie, du Développement durable, des Transports et du Logement, 138 pp.
- Dupont, P. 2010. Plan national d'action en faveur des Odonates. Office pour les insectes et leur environnement / Societe Francaise d'Odonatologie – Ministère de l'Écologie, de l'Énergie, du Développement durable et de la Mer. 170 p.
- Dutilleux, G., Curé, C. 2016. Un système de détection automatique pour le suivi d'un amphibien menacé, le Pélobate brun (*Pelobates fuscus*). CFA/VISHNO 2016. 11-15 avril 2016, Le Mans. 2341-2347.
<http://www.conforg.fr/cfa2016/cdrom/data/articles/000455.pdf>
- 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.
- Fagart, S., Quaintenne, G., Heurtebise, C., Chavaren, P., 2016. Restauration des continuités écologiques sur autoroutes. Synthèse. Retour d'expérience des aménagements et des suivis faunistiques sur le réseau VINCI Autoroutes. [en ligne]
http://www.trameverteetbleue.fr/sites/default/files/references_bibliographiques/synthese_rex_fr-vinci_web.pdf.
Page consultée le 10/04/2017. 60 p.
- FDPPMA44. 2006. Réseau de suivi piscicole du bassin versant de Grand-Lieu. Inventaires piscicoles par pêche électrique – campagne 2006. 52 p.
- FDPPMA61. 2005. 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.

Fiers V., 2004. Guide pratique - Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité. Réserves naturelles de France. 264 p.

Flir, 2016. [en ligne] <http://www.flir.fr/science/display/?id=65982> (page consultée le 18/07/2016).

Georges A., Gueguen 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.

Godineau F. & Pain D., 2007. Plan de restauration des chiroptères en France métropolitaine - 2008 – 2012. Société Française pour l'Étude et la Protection des Mammifères. Ministère de l'Écologie, du Développement et de l'Aménagement Durable, 79 p. et 18 annexes.

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://abiris.snv.jussieu.fr/chiropteres/liens_interfaces/Introduction_chiro.html (Page consultée le 22 juillet 2015).

Graitson, E. 2009. Guide de l'inventaire et du suivi des reptiles en Wallonie. Rainne –Natagora. 56 p. http://www.natagora.be/fileadmin/Rainne/Echo_des_rainettes/Monitoring%20reptiles.pdf

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 date. Odonates. 11 p. http://www.gretia.org/dossiers_liens/nosact/inv_pdl/pdf/Fiches_taxons/Odonates.pdf

Greenberg, S., Godin, T. A Tool Supporting the Extraction of Angling Effort Data from Remote Camera Images. Technical Report 2013-1050-17, Department of Computer Science, University of Calgary, Calgary, Alberta, Canada. T2N 1N4.

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.

Herder J. Valentini A. Bellemain A., Dejean T. , Van Delft J., Thomsen P. F., Taberlet P. 2014. Environmental DNA, a review of the possible applications for the detection of (invasive) species. *Stitching RAVON*. 111 p.

Holl M., & Ditché J-M., 2005 Formation « Pêche à électricité » - d'après Chancerel F. ONEMA. 70 p.

Houard X., Merlet F., Lyx D. & Porte É. 2013. Déclinaison régionale Île-de-France du Plan national d'actions en faveur des Odonates (2013-2017). Office pour les insectes et leur environnement – Société française

d'Odonatologie / Direction régionale et interdépartementale de l'environnement et de l'énergie d'Île-de-France. 70 pp. + 14 pp. d'annexes.

Hundt, L. 2012. Bat surveys : good practice guidelines, 2nd edition, Bat Conservation Trust.

Ichter, J., Poncet, L., Touroult, J. 2014. Catalogue des méthodes et des protocoles – Phase 1 : Etude de définition et proposition d'une démarche. MNHN Paris. Rapport SPN 2014-52. 36 p. + annexes.

Jaulin, S. 2004. Inventaire des orthoptères des estives du massif des Albères (66) – Inventaire et orientations de gestion – programme INTERREG « Pyrénées Méditerranéennes, la montagne qui rapproche » - Office National des Forêts – OPIE Languedoc Roussillon. 31 p.

Larrieu, L. 2005. Inventaire de Chiroptères. Étude Biodiversité Heches – CRPF Midi-Pyrénées. 25 p.

Lavarec, L., Chiron, D., Bretagnolle, V. 2015. Enquête nationale Rapaces nocturnes 2015-2017 – Protocole enquête « rapaces nocturnes ». 12 p. [en ligne]. <http://rapaces.lpo.fr/sites/default/files/mission-rapaces/2029/protocole-enqu-te-nationale-rapaces-nocturnes-2015-2017-vf.pdf>. (Page consultée le 22 juillet 2015).

Le Louarn H., Quéré J.-P. 2003. Les Rongeurs de France (Faunistique et biologie), 2ème édition revue et augmentée. INRA Editions. 256p.

Lustrat, P. 2001. Les territoires de chasse des chiroptères de la forêt de Fontainebleau. Le Rhinolophe 15 : 167-173.

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.

Manil, L., Henry P-Y. 2007. Suivi temporel des Rhopalocères de France (STERF) – Suivi temporel des insectes communs (STIC) – Protocole national. 10 p.

Marchesi, P., Blant, M., Capt, S. 2008. Clés de détermination des mammifères de Suisse. CSCF – Fauna Helvetica 21 & 22. 296 p.

Marinosci, C. 2010. Atlas régional de mammifères sauvages : méthodologie pour une étude de faisabilité dans la région Provence-Alpes-Cotes d'Azur. LPO PACA – Université Paul Cézanne. 66 p.

Mazuer, P., Kieffer, S., Matte, J.L., Heudre, D., 2007. Comparaison de deux pratiques d'échantillonnage des macroinvertébrés aquatiques en rivière (agitation et récolte du support). DIREN Lorraine. 25 p.

Meek, P. D. , Ballard, G-A., Fleming, P. J. S., Schaefer., M., Williams, W., Falzon, G. 2014. Camera traps can be heard and seen by animals. PLoS ONE 9(10): e110832. doi:10.1371/journal.pone.0110832.

Meek, P. D. , Ballard, G-A., Fleming, P. J. S. 2015. The pitfalls of wildlife camera trapping as a survey tool in Australia. Australian Mammalogy. Csiro publishing. <http://dx.doi.org/10.1071/AM14023>. 10 p.

Meurget, F. 2001. Recherche d'indices de présence d'*Osmoderma eremita* Scop. et localisation des sites d'habitats potentiels dans le site Natura 2000 "La vallée de la Loire entre Nantes et les Ponts de Cé et zones adjacentes". Conservatoire régional des rives de Loire, 2001. 23 p.

Miaud, C., Muratet, J. 2004. Identifier les oeufs et larves des amphibiens de France. INRA. 200 p.

Mitchell-Jones, A.J. & McLeish, A.P. 2004. Bat worker's manual 3rd Edition. Joint Nature Conservation Committee. 179 p.

Natagora. Plecotus. Les détecteurs d'ultrasons [En ligne]. <http://www.natagora.be/plecotus/index.php?id=717> (Page consultée le 23 juillet 2015)

- Naulleau G., Bonnet X., Lucchini D., Lourdais 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 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.
- Newey, S., Davidson, P., Nazir, S., Fairhurst, G., Verdicchio, F., Justin Irvine, R., Van der Wal, R. 2015. Limitations of recreational camera traps for wildlife management and conservation research: A practitioner's perspective. *Ambio.* 2015 Nov; 44(Suppl 4): pp. 624–635
- Nyssen, P. Gathoye, J-L., San-Martin, G. 2010. Mémo pour la détermination des chauves-souris en hiver. [en ligne] <http://www.natagora.be/fileadmin/Plecotus/Documentation/Memo3.pdf> (page consultée le 22 juillet 2015).
- Parc naturel de Camargue (2014) - Techniques d'imagerie au service de la conservation, Conservation et gestion intégrée de 2 espèces de chauve-souris : le Grand Rhinolophe et le Murin à oreilles échancrées en région méditerranéenne française ; Programme Life+ Chiro Med 2010-2014.
- Obrist, M. K., Pavan G., Sueur J., Riede K., Llusia D., Marquez R., 2010. Bioacoustic approaches in biodiversity inventories in *Manual on Field Recording Techniques and Protocols for All Taxa Biodiversity Inventories* (eds J. Eymann, J. Degreef, C. Häuser, J. Monje, Y. Samyn & D. VandenSpiegel), pp. 68-99. Belgian National Focal Point to the Global Taxonomy Initiative, Brussels.
- Olivier A., Maillet G. 2013. Protocole commun d'inventaire des reptiles terrestres sur les réserves naturelles. Groupe RNF Amphibiens reptiles - Réserves naturelles de France. 8 p.
- Ornithomedia, 2016. La repasse et les oiseaux : utilisation, avantages, risques et conseils. [en ligne]. <http://www.ornithomedia.com/pratique/conseils/repasse-oiseaux-utilisation-avantages-risques-conseils-02078.html> (document consulté le 19/07/2016).
- Pagnucco, K.S., Paszkowski, C., Scrimgeour, G. 2011. Using cameras to monitor tunnel use by long-toed Salamanders (*Ambystoma macrodactylum*) : an informative, cost-efficient technique. *Herpetological Conservation and Biology* 6(2) : pp. 277-286.
- 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 Épiciers.- 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'Europe en Aquitaine. Cistude Nature. 174 p.
- Perttyman B., 2014. Drones annoying bighorn sheep, hikers at Zion National Park. The salt lake tribune of Jul 28, 2016. [en ligne] <http://archive.slttrib.com/story.php?ref=/sltrib/news/57904709-78/drones-park-zion-wildlife.html.csp>. Page consultée le 28/07/2016.
- Puissant, S. 1999. Les orthoptères comme indicateur de l'état de santé des milieux. OPIE LR : 19 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. http://rhone-alpes.lpo.fr/IMG/pdf/cle_micromammiferes_rhone_alpes.pdf
- Rovero, F., Tobler, M., Sanderson, J. 2010. Camera trapping for inventorying terrestrial vertebrates in *Manual on Field Recording Techniques and Protocols for All Taxa Biodiversity Inventories* (eds J. Eymann, J. Degreef, C. Häuser,

J. Monje, Y. Samyn & D. VandenSpiegel), pp. 100-128. Belgian National Focal Point to the Global Taxonomy Initiative, Brussels.

Rovero, F., Zimmermann, F., Berzi, D., Meek, P. 2013. "Which camera trap type and how many do I need?" A review of camera features and study designs for a range of wildlife research applications. *Hystrix, the Italian Journal of Mammalogy*. Volume 24 (2): pp. 148–156.

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 entomocénétiques, 9 : 125-137.

Sardet, E., Roesti, C., Braud, Y, 2015. Cahier d'identification des Orthoptères de France, Belgique, Luxembourg et Suisse. Biotopie Editions. 304 p.

Sewell D., Griffiths R. A., Beebee T. J. C., Foster J., Wilkinson J. W., 2013. Survey protocols for the British herpetofauna Version 1.0. Amphibian and reptile conservation.

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. [en ligne] <http://lashf.fr/suivi-amphibiens.php>. Page consultée le 22/07/2015.

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-Foréz 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.

Tachet, H., Richoux, P., Bournaud, M. & Usseglio-Polatera, P. 2006. Invertébrés d'eau douce systématique, biologie, écologie. CNRS Éditions. 172 p.

Tanguy A., Gourdain P. 2011. Atlas de la biodiversité dans les communes (ABC) - Guide méthodologique pour les inventaires faunistiques des espèces métropolitaines "terrestres" (Volet 2). Rapport SPN / 2011/9. Service du Patrimoine Naturel, Muséum National d'Histoire Naturelle. 195 p.

Vacher, J.P & Geniez, M. (coords). 2010. Les Reptiles de France, Belgique, Luxembourg et Suisse. Biotopie, Meze (Collection Parthenope) ; Muséum national d'Histoire naturelle, Paris, 544 p.

Van Laere, P. 2008. L'écholocation chez les chauves-souris. Université Paris 13. 25 p.

Vanpeene-Bruhier S., Berne B., 2005. Fréquentation par la petite faune de passages aménagés de l'Axe de Bièvre (Isère) : méthode de suivi et résultats. Actes du colloque 4ème rencontre "Routes et faune sauvage", infrastructures de transport et petite faune. juillet 2008. SETRA. 156 p.

INPES, 2012. Guide des vaccinations. Editions 2012 [en ligne] http://www.inpes.sante.fr/10000/themes/vaccination/guide-vaccination-2012/pdf/GuideVaccinations2012_Vaccination_contre_la_rage.pdf (document consulté le 23/07/2015).

Vas E., Lescroël A., Duriez O., Boguszewski G., Grémillet D. Approaching birds with drones: first experiments and ethical guidelines. *Biol. Lett.* 11: 20140754. <http://dx.doi.org/10.1098/rsbl.2014.0754>. 4p.

Verkem S., Van der Wijden B. & Nyssen, P. 2014. Manuel d'utilisation de l'expansion de temps pour débutants – Plecotus. 45 p. [en ligne]

http://www.natagora.be/fileadmin/Plecotus/Documentation/Manuel_Expansion_Temps_Versionmars2014.pdf (page consultée le 22/07/2015).

Verkem S., Van der Wijden B. & Nyssen, P. 2014. Manuel d'utilisation du détecteur d'ultrasons hétérodyne pour débutants – Plecotus. 18 p. [en ligne]

http://www.natagora.be/fileadmin/Plecotus/Documentation/Manuel_heterodyne_versionMars2014.pdf (page consultée le 22/07/2015).

Vincent S., Deana T., Grassi G., Blache S. 2010. Inventaire des mammifères des domaines départementaux d'Ambel et font d'Urle. LPO Drôme. 145 p.

Voisin J.-F. (coord.) 2003. - Atlas des Orthoptères et des Mantidés de France. Patrimoines Naturels, 60 Paris, MNHN. 104 p.

Welbourne, D. J., 2013. A method for surveying diurnal terrestrial reptiles with passive infrared automatically triggered cameras. *Herpetological review*, 44(2). Society for the study of amphibians and reptiles. pp. 247-250.

Wolff, C., 2017. Principe du Radar. [en ligne]

<http://www.radartutorial.eu/01.basics/Principe%20du%20Radar.fr.html>. (page consultée le 10/04/2017).

Yu X., Wang j., Kays R., Jansen P. A., Wang T., Huang T. 2013. Automated identification of animal species in camera trap images. *EURASIP Journal on Image and Video Processing* 2013, 2013:52 [en ligne]

<http://jivp.eurasipjournals.com/content/2013/1/52>.

