

G

uide des

PROCOLES

2020

pour un suivi standardisé de la faune des
Espaces Naturels Sensibles



Guide des protocoles pour un suivi standardisé de la faune des Espaces Naturels Sensibles 2020

Actualisation de :

Morel R. & Pasco P-Y., 2008. *Guide des protocoles pour un suivi standardisé de la faune des Espaces Naturels Sensibles*. Bretagne Vivante –SEPNB pour le Département d’Ille-et-Vilaine, 60 p.

Synthèse et rédaction : Elodie Gaschet (Département d’Ille-et-Vilaine)

Contribution : Youenn Fouliard (Département d’Ille-et-Vilaine)

Relecture et validation : Alleaume Laurène (Département d’Ille-et-Vilaine), Amelot Dominique, Andrieu Armelle (Département d’Ille-et-Vilaine), Cordier Gwendoline (Département d’Ille-et-Vilaine), Devogel Pierre (GRoupe d’ÉTude des Invertébrés Armoricaïns), Duthion Guillaume (Département d’Ille-et-Vilaine), Garrin Maël (GRoupe d’ÉTude des Invertébrés Armoricaïns), Gervaise Sébastien (Ligue pour la Protection des Oiseaux Bretagne), Lebas Jean-François (Département d’Ille-et-Vilaine), Le Champion Thomas (Groupe Mammalogique Breton), Morel Régis (Bretagne Vivante), Nogues Emmanuelle (Département d’Ille-et-Vilaine), Picard Lionel (GRoupe d’ÉTude des Invertébrés Armoricaïns), Simonnet Franck (Groupe Mammalogique Breton)

Depuis 1974, le Département d'Ille-et-Vilaine a acquis plus d'une centaine d'espaces naturels à l'échelle du territoire, représentant plus de 3 000 hectares. La gestion mise en œuvre sur ces sites vise à maintenir leur équilibre écologique en fonction d'objectifs précis de conservation et de valorisation patrimoniale retranscrits dans des plans de gestion. La définition d'objectifs et d'actions de gestion adaptés aux enjeux de chaque site est basée sur la connaissance des habitats et des espèces présents sur ces sites. Les inventaires faunistiques constituent à ce titre une étape primordiale. De plus, il est nécessaire d'effectuer une veille permanente sur la connaissance du patrimoine naturel. Elle permet à la fois d'évaluer son évolution, de mesurer l'impact des interventions en sa faveur afin de développer les actions les plus pertinentes possibles en faveur de sa protection pérenne.

L'Assemblée départementale a voté en décembre 2009 le schéma départemental des espaces naturels sensibles, actualisant pour la période 2010-2021 la stratégie d'intervention du Département en faveur des espaces naturels. En 2017, ce travail a fait l'objet d'une démarche de révision à mi-parcours pour sa mise en conformité avec les objectifs du projet de mandature 2016-2021. L'axe stratégique n°1 intitulé « Poursuivre et améliorer la connaissance et l'évaluation du patrimoine naturel, géologique et paysager d'Ille-et-Vilaine » se décline notamment sous l'action n°2 « Développer la connaissance des habitats et espèces prioritaires pour l'ensemble de l'Ille-et-Vilaine ». Ce guide de protocoles d'inventaires faunistiques s'inscrit dans cette stratégie départementale.

Le présent guide est une actualisation du guide élaboré en 2008 par Bretagne Vivante en concertation avec les partenaires naturalistes.

26 protocoles figuraient dans la première version du guide et ont été actualisés dans le présent guide. Le guide compte désormais 41 protocoles (dont 8 en cours de rédaction).

Il recense les différents protocoles d'inventaires faunistiques qui peuvent être utilisés sur les ENS du Département d'Ille-et-Vilaine. Il sera également utilisé dans le cadre des études initiales, suivis des mesures compensatoires, etc. liés aux infrastructures routières. Il a pour objectif de standardiser les études menées sur les sites afin de pouvoir bénéficier de données plus facilement comparables dans le temps. Les protocoles peuvent toutefois être modifiés pour les besoins d'un suivi particulier.

Avant de débiter une phase d'inventaire, il est essentiel d'en fixer les objectifs précis, de bien réfléchir aux résultats que l'on veut obtenir et à la manière dont l'on va les exploiter. En fonction de ceux-ci, les méthodes à mettre en œuvre ne sont pas forcément les mêmes. Les inventaires peuvent être classés en 4 grandes typologies :

- **Évaluer la richesse spécifique : inventaire qualitatif**

L'objet est simplement de mesurer la présence / absence des espèces. Il permet de mettre en évidence la diversité spécifique et de la situer par rapport à un contexte départemental, régional, national... mais aussi l'intérêt par rapport à la présence d'espèces de valeur patrimoniale. Cela peut être un moyen de mesurer l'impact des mesures de gestion sur la diversité globale d'un site si celui est réalisé tous les 5 ou 10 ans. Afin d'être plus exhaustif, certains inventaires qualitatifs mériteraient d'être réalisés plusieurs années consécutives, c'est le cas notamment pour les odonates.

- **Mesurer les effectifs : inventaire quantitatif**

L'objet est d'obtenir des données quantitatives (effectifs, densité) ou semi-quantitatives (estimation, classe d'abondance). Cela permet de caractériser l'intérêt du site par rapport à un niveau d'importance internationale, nationale... et aussi de comparer plusieurs sites entre eux. Suivant les espèces et les périodes, le protocole nécessitera plus ou moins de temps ou de moyens humains, permettant un suivi annuel ou à 5 ou 10 ans.

- **Caractériser les populations**

L'objet est de préciser les connaissances sur des éléments de biologie d'une espèce ou un groupe d'espèces : régime alimentaire, territoire de chasse, utilisation de l'espace, relations inter- et intraspécifiques. Ces informations peuvent apporter des éléments pour la gestion de certains habitats.

- **Évaluer la dynamique des populations**

L'objet est de suivre l'évolution pluri-annuelle de la population d'une espèce ou d'un groupe d'espèces dans l'espace et le temps. Cela permet d'obtenir des informations sur le sex-ratio, le succès de la reproduction... Le plus important lors d'un suivi de population n'est pas que la méthode

soit exacte mais qu'elle soit reproductible et similaire d'une année à l'autre, avec les mêmes protocoles, afin de réaliser des comparaisons interannuelles.

Pour chaque groupe faunistique, les principaux protocoles sont présentés dans les pages suivantes.

Tous ces protocoles peuvent être réajustés en fonction des problématiques de chaque ENS, des conditions météorologiques qui peuvent contraindre un protocole, etc. Les différents opérateurs pourront donc adapter ces protocoles en fonction de ces paramètres. Par ailleurs, des mises à jour du guide seront faites régulièrement afin qu'il tienne compte des découvertes scientifiques récentes, de l'évolution du matériel, de nouvelles méthodes, etc.

D'autres protocoles pourront être mis en place en fonction du besoin (notamment en fonction du suivi d'une espèce particulière).

SOMMAIRE des protocoles d'inventaire et de suivi de la faune

1. PROTOCOLES D'INVENTAIRE ET DE SUIVI DES MAMMIFÈRES.....	5
RECHERCHE GENERALE DES MAMMIFERES TERRESTRES.....	6
INVENTAIRE DES MICROMAMMIFERES PAR ANALYSE DES PELOTES DE REJECTION DE RAPACES	8
RECHERCHE D'INDICES DE PRESENCE DE LA LOUTRE D'EUROPE	11
RECHERCHE D'INDICES DE PRESENCE DU CAMPAGNOL AMPHIBIE	14
INVENTAIRE DE LA CROSSOPE AQUATIQUE A L'AIDE DE TUBES-CAPTEURS DE FECES	17
RECHERCHE D'INDICES DE PRESENCE DU MUSCARDIN.....	19
RECHERCHE D'INDICES DE PRESENCE DU RAT DES MOISSONS	22
RECHERCHE D'ARBRES POUVANT ACCUEILLIR DES CHIROPTERES.....	25
RECHERCHE DE GITES ANTHROPIQUES POUVANT ACCUEILLIR DES CHIROPTERES	28
SUIVI DES COLONIES DE REPRODUCTION DE CHIROPTERES	31
RECHERCHE DE CHIROPTERES EN ACTIVITE DE CHASSE	33
SUIVI DES CHIROPTERES DANS UN SITE D'hibernation	38
RADIOLOCALISATION DE GITES DE CHIROPTERES.....	40
2. PROTOCOLES D'INVENTAIRE ET DE SUIVI DE L'AVIFAUNE.....	43
INVENTAIRE ET SUIVI DES POPULATIONS D'OISEAUX NICHEURS PAR LA METHODE DES INDICES PONCTUELS D'ABONDANCE (IPA).....	44
INVENTAIRE ET SUIVI DES POPULATIONS D'OISEAUX NICHEURS PAR LA METHODE OISEAUX NICHEURS COMMUNS DE BRETAGNE (ONCB).....	53
SUIVI DES POPULATIONS D'OISEAUX NICHEURS PAR LA METHODE STOC CAPTURE GESTION.....	56
INVENTAIRE ET SUIVI DES POPULATIONS DE RAPACES NOCTURNES	64
SUIVI DES COLONIES DE PETITS LARIDES.....	68
SUIVI DES COLONIES DE GOELANDS	69
SUIVI DES COLONIES D'ARDEIDES.....	79
SUIVI DES COLONIES DE CORMORANS	83
INVENTAIRE ET SUIVI DES POPULATIONS D'OISEAUX D'EAU.....	92
INVENTAIRE ET SUIVI DE L'ENGOULEVENT D'EUROPE	94
INVENTAIRE ET SUIVI DE LA MAROQUETTE PONCTUEE	96
3. PROTOCOLES D'INVENTAIRE ET DE SUIVI DE L'HERPÉTOFAUNE.....	98
INVENTAIRE ET SUIVI DES POPULATIONS DE REPTILES	99
INVENTAIRE ET SUIVI DES POPULATIONS D'AMPHIBIENS	105
SUIVI DES POPULATIONS DE CRAPAUD CALAMITE.....	110
4. PROTOCOLES D'INVENTAIRE ET DE SUIVI DES INVERTÉBRÉS.....	111
INVENTAIRE ET SUIVI SEMI-QUANTITATIF DES ODONATES	112
INVENTAIRE ET SUIVI DE L'AGRION DE MERCURE	116
INVENTAIRE QUALITATIF DES ORTHOPTERES.....	123
INVENTAIRE QUANTITATIF DES ORTHOPTERES PAR LA METHODE DES INDICES LINEAIRES D'ABONDANCE (ILA).....	125
INVENTAIRE ET SUIVI DES POPULATIONS DE RHOPALOCERES	128
PROTOCOLE PAPILLONS GESTIONNAIRES (PROPAGE)	133
INVENTAIRE DES HETEROCERES	140
INVENTAIRE DES SYRPHES	141
INVENTAIRE DES APOÏDES	142
INVENTAIRE DES INSECTES SAPROXYLOPHAGES	143
INVENTAIRE ET SUIVI DES CARABES	146
INVENTAIRE DES COLEOPTERES AQUATIQUES DES MARES (PROTOCOLE IcoCAM).....	147
INVENTAIRE DES ARAIGNEES	155
INVENTAIRE DES GASTEROPODES AQUATIQUES	156

1.

Protocoles d'inventaire et de suivi
des **MAMMIFÈRES**





Recherche générale des mammifères terrestres

Fiche protocole **1.1**

Objectifs/Résultats

Identifier les espèces de mammifères présentes sur un territoire (sauf les chiroptères).

Époque de l'année

Le recensement des traces se fera surtout à l'automne et en hiver et éventuellement au printemps.

La période automnale sera privilégiée pour le recensement des traces, qui correspond à une période propice au déplacement des mammifères et notamment des jeunes, et pendant laquelle le substrat est meuble.

Le matériel de pièges photographiques sera mis en place sur des durées d'au moins 2 mois sur deux périodes annuelles (printemps/automne).

Périodicité

Au moins deux passages pour le recensement des traces

Horaire

En fonction des espèces recherchées.

Conditions météorologiques

Pas d'exigence spécifique.

Matériel

Pièges photographiques, fiches de relevé, clés de détermination des indices de présence.

Méthode

Pièges photographiques

Le matériel sera mis en place en mode déclenchement automatique sur des durées d'au moins 2 mois sur deux périodes annuelles (printemps/automne). Le nombre de pièges photographiques sera à adapter en fonction de la zone prospectée. Une première visite sur le terrain doit permettre de localiser les différentes zones de passage supposées des mammifères en fonction d'indices. Le matériel sera alors disposé dans ces secteurs stratégiques : en bordure des coulées, des terriers, gîtes, postes de marquage, etc.

Recherche d'indices de présence

Les mammifères laissent de nombreux indices. Des prospections seront réalisées, de préférence le long des lisières forestières, des layons, en bordures de chemins, etc. mais également autour des flaques de boue, des bords de mares et de cours d'eau afin de trouver des indices de présence :

- **Traces :**
 - Empreintes,
 - Coulées (passages préférentiels), sentes,
 - Terriers et gîtes,
 - Signes divers : ossements, bois de cervidés, poils,
 - Marques territoriales : frottis, régalis, etc.
- **Excréments :**
 - Fèces isolées,
 - Latrines actives.



- **Restes de repas :**
 - Végétaux ligneux,
 - Fruits et graines,
 - Restes laissés par les carnivores.

Paramètres du relevé

A chaque passage, l'observateur notera :

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement.
- Contacts : espèce observée,
- Technique d'observation/ Type d'indice de présence
- Localisation précise

Précautions

Pas de précaution particulière

Fréquence pour un suivi

Afin de suivre les populations dans le temps, ce protocole peut être renouvelé à intervalle régulier. La durée de l'intervalle est à définir en fonction des objectifs de l'étude (à titre indicatif : tous les 5 ans).

Traitement des données et valorisation des résultats

Cette méthodologie permet de dresser une liste d'espèces pour un site et d'évaluer ainsi la diversité spécifique du site. En revanche, elle ne permet pas d'obtenir de données quantitatives (densité, abondance). Des mesures de gestion favorables à l'accueil des espèces identifiées pourront être mises en place.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Vallon de la Chambre au Loup, Domaine de Careil, Etang de la Forge, etc.

Bibliographie

- Bang P. & Dahlström P., 2009. *Guides des traces d'animaux ; les indices de présence de la faune sauvage*. Delachaux et Niestlé, Les Guides du Naturaliste. 264 p.
- Fiers V., 2004. *Inventaire de mammifères § 3.A.3. In Guide pratique – Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité*. Réserves Naturelles de France. 263 p.
- Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.



Inventaire des micromammifères par analyse des pelotes de réjection de rapaces

Fiche protocole **1.2**

Objectifs/Résultats

Identifier les espèces de micromammifères présentes sur un territoire à partir de l'analyse des crânes et autres ossements trouvés dans les pelotes de réjection de rapaces (préférentiellement des pelotes de l'Effraie des clochers).

Les pelotes les plus intéressantes sont celles régurgitées par les rapaces nocturnes communs de nos régions : Effraie des clochers (*Tyto alba*), Chouette hulotte (*Strix aluco*) et Hibou moyen-duc (*Asio otus*). En effet, les rapaces diurnes ont des sucs digestifs plus puissants. Les pelotes de Faucon crécerelle (*Falco tinnunculus*) peuvent aussi être analysées.

Cependant, le spectre alimentaire des rapaces nocturnes est plus ou moins varié selon l'espèce considérée. Les pelotes de l'Effraie des clochers constituent les meilleures pelotes à analyser. En effet, cette espèce est peu sélective dans le choix de ses proies, ce qui permet d'effectuer un inventaire sur un large éventail des micromammifères présents. De plus, il s'agit d'une espèce relativement abondante dont les pelotes sont facilement retrouvées dans le bâti.

Époque de l'année

Pour la récolte des pelotes en bâtiments, éviter la période de reproduction (de mars à juin).

Périodicité

Prévoir une période de récolte d'une année entière pour couvrir tout le cycle des saisons. Effectuer 3 passages en espaçant les passages de 4 mois.

Horaire

Pas d'horaire particulier

Conditions météorologiques

Pas de contraintes météorologiques

Matériel

Sacs pour la collecte, loupe binoculaire, clé de détermination des micromammifères, pince à épiler, brosse à dents usagée, gants, congélateur, éventuellement une collection de référence de crânes de micromammifères

Méthode

Afin de disposer de lots de pelotes de rejection, les lieux favorables à la reproduction de rapaces nocturnes, et en particulier ceux de la chouette effraie, seront prospectés (clochers, combles de bâtiments, vieux hangars, arbres creux, etc.) à la recherche de pelotes.

Ces pelotes contiennent des proies capturées dans un rayon maximum de 2,5 km en général. L'identification des restes osseux permet donc de connaître les espèces présentes sur ce territoire.

Les pelotes sont principalement situées sous les perchoirs, ou bien sous les nids.

Les pelotes de réjection de l'Effraie des clochers fournissent une grande quantité d'échantillons et leur seule étude permet de déterminer avec assez de précision le cortège de micromammifères présents sur une zone déterminée. L'analyse des restes dentaires des individus morts présents dans les restes de repas permet de confirmer la détermination des espèces. Les ossements, essentiellement les mandibules,



peuvent être déterminés à partir de clés de détermination, notamment pour la Bretagne celle de MONNAT & PUSTOC'H (2001) et d'une loupe binoculaire. On peut également se référer au site internet d'A. BUTET qui comprend des photos de mandibules (https://ecobio.univ-rennes1.fr/Fiches_perso/AButet/AButet.htm), à la clef parue dans la revue EPOPS et aux fiches du GMB concernant les crocidures et les campagnols. Les proies sont dénombrées à partir des calvaria et dénombrés par pelote.

Après la récolte, les pelotes seront stockées provisoirement au congélateur afin d'éliminer les mites (plus de 48h), puis décortiquées afin de déterminer les restes osseux.

Paramètres du relevé

Pour chaque pelote récoltée, l'observateur notera :

- Nom de l'observateur
- Date de relevé
- Localisation précise
- Le rapace ayant émis la pelote
- Les espèces de micromammifères identifiées par pelote

La date de relevé, la localisation et les identifications par pelote sont à inscrire dans la fiche de relevé du Groupe Mammalogique Breton et à leur envoyer. Les calvarium (crânes) et mandibules associées des espèces suivantes seront systématiquement conservés et devront forcément être validés par le GMB :

- Crossope aquatique
- Crocidure leucode
- Crocidure des jardins
- Rat noir
- Lérot
- Muscardin

Précautions

Ne pas fréquenter les bâtiments en période de reproduction des chouettes.

Les perchoirs sont souvent occupés en journée. Veillez à ne pas déranger les rapaces : discrétion et espacement des visites sont nécessaires.

Fréquence pour un suivi

Afin de suivre les populations dans le temps, ce protocole peut être renouvelé à intervalle régulier tous les 3 ans, voire 2 années de suite avec un intervalle de 4 ans. Il existe en effet de possibles variations interannuelles chez certaines espèces.

Traitement des données et valorisation des résultats

A partir d'un nombre seuil de pelotes collectées (minimum de 80 pelotes si possible) et de proies identifiées (seuil de 120 proies préférable), ce protocole offre une vue globale du régime alimentaire des rapaces nocturnes sur le territoire. Il permet ainsi de mettre en évidence la diversité spécifique de chaque site.

On estime le territoire de chasse d'une Effraie des clochers à un rayon d'environ 2,5 km autour de son gîte.

La transmission des données récoltées au GMB permettra d'analyser la diversité du site au regard du contexte régional.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Lormandière, Vallon de la Chambre au Loup, Domaine de Careil, etc.

Bibliographie

Fiers V., 2004. *Fiche méthode n°3.2 : inventaire des micromammifères in Guide pratique – Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité*. Réserves Naturelles de France. 263 p.



- Charissou I. 1999. Identification des restes trouvés dans les pelotes de réjection de rapaces. EPOPS n°44.
- Groupe Mammalogique Breton. *Récolte et analyse des pelotes de réjection de rapaces - Résumé du protocole*. Atlas des Mammifères terrestres de Bretagne. (téléchargeable à l'adresse suivante : http://gmb.bzh/wp-content/uploads/2015/11/Resume_Protocol_AnalysePelotes_Atlas.pdf)
- Monnat J.Y. & Pustoc'h, 2001. *Les proies de la chouette effraie en Bretagne*. 6p. (téléchargeable à l'adresse suivante : http://gmb.bzh/wp-content/uploads/2020/10/MonnatPustoch_Cle_micromamm.pdf)
- Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.
- Rolland P. 2013. Analyse des pelotes de réjection : Distinction des trois Crocidures présentes en Bretagne à partir de la pré-molaire supérieure. Groupe mammalogique Breton. 1 p. (téléchargeable à l'adresse suivante : <http://gmb.bzh/wp-content/uploads/2020/10/FormeP4Crocidures.pdf>)
- Rolland P. 2013. Distinction du Campagnol des champs *Microtus arvalis* du Campagnol souterrain *Microtus subterraneus* par la forme du palais. Groupe mammalogique Breton. 1 p. (téléchargeable à l'adresse suivante : http://gmb.bzh/wp-content/uploads/2015/11/Palais_Camp.pdf)



Recherche d'indices de présence de la Loutre d'Europe

Fiche protocole **1.3**

Objectifs/Résultats

Déterminer la présence de la Loutre d'Europe (*Lutra lutra*) sur un bassin versant ou sur un secteur plus local, évaluer son niveau d'implantation et identifier des sites occupés par l'espèce.

Suivre la recolonisation exercée par la Loutre d'Europe.

Repérer des signes de régression.

Époque de l'année

Période à laquelle les comportements de marquages sont plus importants (octobre-avril), périodes durant lesquelles les supports de marquage ne sont pas submergés ou lavés trop régulièrement (éviter les périodes de crue et/ou fortes précipitations, attendre 1 à 2 semaines après une crue).

Périodicité

2 passages par site.

Ce nombre de passages est préconisé dans le protocole UICN, cela permet de confirmer/infirmar la présence de la Loutre et permet d'apporter des informations complémentaires, en particulier si les passages sont réalisés à des saisons différentes (automne/printemps).

Horaire

Pas d'horaire particulier

Conditions météorologiques

Ne pas réaliser la prospection juste après une crue qui aurait lavé les sites de marquage (attendre 1 à 2 semaines).

Matériel

Piluliers, jumelles

Méthode

Choix des sites à prospecter :

- Choisir un site tous les 2 à 3 km de cours d'eau (diminuer l'intervalle si la recherche a pour objet un site particulier)
- Placer les sites sur des secteurs potentiellement favorables à la découverte de marquages (en utilisant les ponts) et représentatifs des milieux aquatiques du secteur prospecté
- Relever précisément la localisation du site (nom de la commune, nom du lieu-dit, nom du cours d'eau, nom du bassin versant)

Dans le cadre d'un suivi local :

- Rechercher des sites propices au marquage sur une longueur de 100 mètres
- Choisir 60 sites espacés de 2 km au minimum
- Décrire le site, son accès et le ou les supports de marquage retenus

Prospection des sites :

- Prospecter chaque site sur une distance de 600 m (300m en amont et en aval du pont ou 600m d'un seul côté),
- Ne prospecter qu'une seule rive, excepté sur les petits ruisseaux inférieurs à 1 mètre de large,



- Noter les indices de présence observés (tous types d'indices) – seules les épreintes et les empreintes permettent de valider la présence de l'espèce,
- En cas d'absence d'indices au bout de 600m, le site est considéré comme négatif. L'absence d'indice doit donc également être notée,
- Noter la présence éventuelle d'autres espèces de mammifères.

Dans le cadre d'un suivi local :

- Contrôler les postes de marquages identifiés
- Dénombrer les épreintes en fonction de leur état de fraîcheur (humides/sèches et entières/sèches et fragmentées).

Paramètres du relevé

Consigner dans un tableau la date, le lieu (un n° reporté sur une carte suffit), la présence ou non d'indices de Loutre (avec précision « épreintes », « empreintes ») et les autres espèces observées.

Précaution

Éviter le cheminement dans le cours d'eau aux périodes de frai des Salmonidés et des Lamproies.

Fréquence pour un suivi

Cette étude peut être actualisée tous les 5 ans sur les sites où l'espèce est connue comme installée, et tous les 2-3 ans en cas de colonisation récente ou en cours. Le passage à un suivi tous les 5 ans peut s'effectuer après 2 passages consécutifs où l'espèce apparaît comme bien installée.

Dans le cadre d'un suivi local :

Effectuer un relevé annuel pendant 3 à 5 ans, puis tous les 5 ans.

Traitement des données et valorisation des résultats

Ce protocole permettra de connaître les sites occupés par l'espèce et d'influencer sur la gestion de chaque site (création de zones de tranquillité,...). Les résultats seront communiqués au GMB dans le cadre du suivi régional de l'espèce (Observatoire des Mammifères de Bretagne).

Dans le cadre d'un suivi local :

Repérer un changement de 5% dans le taux de sites positifs.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Vallée du Canut, Etang de l'Abbaye, Vallon de la Chambre au Loup, Etang de la Forge, Marais de la Folie (hors étude ENS)

Bibliographie

- Chanin 2003. *Monitoring the Otter Lutra lutra. Conserving Natura 2000 Rivers*. Monitoring series, n°10. Peterborough : English Nature.
- Chanin 2005. Otter surveillance in SACs: testing the protocol. English Nature Research Reports. Working today for Nature Tomorrow. 28 p.+ annexes.
- Reuther C., Dolch D., Green R., Jahrl J., Jefferies D., Krekemeyer A., Kucerova M., Madsen A.B., Romanowski J., Roche K., Ruiz-Olmo J., Teubner J & Trindade A. 2000. Surveying and Monitoring Distribution and Population Trends of the Eurasian Otter. Uidelines and Evaluation of the Standard Method of Surveys as recommended by the European Section of the IUCN/SSC Otter Specialist Group. *Habitat* n°12, 148 pp. (Résumé téléchargeable ici : http://gmb.bzh/wp-content/uploads/2015/11/Methodo_UICN_Resume)
- Simonnet F. & Désiré S., 2011. *La Loutre d'Europe - Identifier les indices de présence de la Loutre d'Europe Lutra lutra*. Groupe Mammalogique Breton. 16 p.



Simonnet F. 2012. Conservation de la Loutre d'Europe sur le bassin versant de l'Ellé. Etude complémentaire au Document d'Objectifs du site Natura 2000 FR5300006 « Rivière Elle ». Groupe Mammalogique Breton, Communauté de Communes du Pays du Roi Morvan, 89 p. + annexes

Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.



Recherche d'indices de présence du Campagnol amphibie

Fiche protocole **1.4**

Objectifs/Résultats

Déterminer la présence du Campagnol amphibie (*Arvicola sapidus*) sur un site et identifier les secteurs occupés.

Époque de l'année

Entre fin mars et octobre.

Périodicité

2 à 4 passages par an par secteur favorable. Une visite à chacune des 4 saisons permettra une vision encore plus précise des secteurs fréquentés et du niveau de pérennité de l'implantation.

Horaire

Pas d'horaire particulier.

Conditions météorologiques

Ne pas réaliser la prospection juste après une crue qui aurait lavé les indices de présence.

Matériel

Bâton pour écarter la végétation, appareil photo.

Méthode

Pré-repérage des habitats favorables

Il s'agit dans un premier temps de repérer les secteurs pouvant abriter des habitats favorables. Le repérage préalable pourra être réalisé sur carte IGN au 1/25 000^e en se basant sur le réseau hydrographique et en prêtant une attention particulière aux têtes de bassin versant. Les berges de cours d'eau en milieu ouvert (herbacé) et les zones humides non boisées seront identifiées.

Un repérage complémentaire sur photographie aérienne permettra d'affiner la sélection des secteurs en ajoutant des secteurs non identifiables sur carte IGN et en vérifiant l'état non boisé des secteurs pré-sélectionnés.

Le Campagnol amphibie est inféodé aux milieux aquatiques et aux zones humides (ruisseaux, canaux, fossés, drains, étangs) à végétation herbacée hygrophile dense et haute (joncs, carex, phragmites, phalaris, reine-des-prés, scirpes, iris, etc.). Par exemple, parmi les lieux favorables à identifier, on peut citer les rives des ruisseaux bordés de joncs, les prairies humides et jonchaies adjacentes, les rivières et fossés bordés de Baldingère, les queues d'étang, les rives d'étang, les mares en milieu ouvert et non piétiné, les mégaphorbiaies, les magnocariçaies de source, les tourbières, les dépressions arrière-dunaire, les roselières littorales, etc.

Recherche d'indices de présence

L'ensemble des secteurs pré-repérés seront visités. Parmi ces secteurs, certains pourront être écartés s'ils sont jugés non favorables.

En raison des confusions possibles avec d'autres espèces, seules les observations de crottes, crottiers/fécès ou d'individus permettent de valider la présence de l'espèce sur la zone prospectée. Les autres indices tels que les terriers, les coulées dans la végétation et les réfectoires (restes de repas), lorsqu'ils ne sont pas associés aux crottiers ou aux fèces, ne donnent qu'une bonne indication de sa



présence mais ne peuvent suffire à l'identifier de façon certaine. Ces indices permettent toutefois d'orienter les recherches.

Il s'agira de commencer par l'endroit le plus directement accessible et qui semble le plus favorable : végétation herbacée la plus haute à proximité de l'eau libre ou endroit le plus humide de la parcelle. La prospection se fait à pied en parcourant la berge immédiate ou le lit du cours d'eau (ou la zone humide), et en cherchant de manière systématique les indices de présence de Campagnol amphibie. En écartant la végétation pour examiner le dessous de ce couvert et le sol, on observe rapidement des traces de passages répétés du Campagnol amphibie, les coulées, si ce dernier est bien installé sur le site. Une fois celles-ci repérées, il s'agira de les suivre afin de trouver des indices plus flagrants. Les réfectoires, comportant les restes de ses repas (végétaux sectionnés en biseau) peuvent être détectés, ainsi que des empreintes et les terriers. On trouve les crotties dans les coulées, là où l'animal accoste sur la berge, près des terriers ou de réfectoires et parfois sur un promontoire tel qu'une pierre émergée. Ils sont presque toujours à couvert : dans la grande majorité des cas sous la végétation, sinon souvent abrités par une berge haute ou toute autre structure (tronc d'arbre, buisson...) assurant une protection contre les rapaces.

Enfin, des observations directes d'individus pourront permettre d'attester sa présence.

Comptabilisation des indices

Afin d'évaluer le niveau d'occupation et de quantifier la présence dans une optique de suivi, il est possible, à titre expérimental, d'opérer un dénombrement des crotties. Celui-ci doit être rapporté à une surface ou à un linéaire. Selon le type d'habitat, il peut donc être pratiqué sur un transect (de plusieurs dizaines de mètres de longueur et de 1 à 2 mètres de largeur, en berge ou non) ou sur des quadrats (1 à 2 m² répliqués un certain nombre de fois)

Paramètres du relevé

A chaque passage, l'observateur notera :

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement.
- Type d'indice de présence observé
- Si contact : nombre d'individus observés et éventuellement âge, sexe
- Localisation précise
- Autres indices de présence de mammifères observés

Précautions

Etre plus précautionneux pour les berges d'étangs en période de reproduction des anatidés.

Fréquence pour un suivi

Deux aspects sont intéressants à suivre dans le temps : la régularité d'occupation du site (contrôle annuel ou saisonnier) et la densité d'indices : contrôle tous les 2 à 3 ans, voire tous les 5 ans en cas de stabilité.

Traitement des données et valorisation des résultats

Cette méthode permet de connaître les sites occupés par l'espèce. Des mesures de gestion favorables à l'accueil du Campagnol amphibie pourront être mises en place.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Tourbière de Landemarais, Domaine de Careil, Etang de l'Abbaye, Etang de la Forge, etc.

Bibliographie

Besnard A., Poitevin F. & Rigaux P., 2008. *Enquête nationale Campagnol amphibie (Arvicola sapidus)*. SFEPM. 8 p.



- Ramos M. & Simonnet F., 2019. *Effet de la régulation du Ragondin et du Rat musqué sur les populations de Campagnol amphibie sur l'Espace Naturel Sensible de la tourbière de Landemaraïs (35) - État initial*. Groupe mammalogique Breton pour le Département d'Ille-et-Vilaine. 19 p.
- Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.
- Simonnet F., Boireau J; & Caroff C., 2019. *Le campagnol amphibie - Livret d'identification des indices de présence*. Groupe mammalogique Breton. Les guides du GMB n°2 - Sur la piste des mammifères de Bretagne. 27 p.
- Simonnet F., Ramos M., Trubert C., O. Florin., Le Campion T. & T. Dubos. 2020. *Estimation de la population de Campagnol amphibie de l'Espace Naturel Sensible de la tourbière de Landemaraïs (35)*. Groupe Mammalogique Breton, Département d'Ille-et-Vilaine, Sizun, 17 p.



Inventaire de la Crossope aquatique à l'aide de tubes-capteurs de fèces

Fiche protocole **1.5**

Objectifs/Résultats

Déterminer la présence de la Crossope aquatique (*Neomys fodiens*) sur un site et identifier éventuellement d'autres espèces de micromammifères.

Époque de l'année

De juillet à septembre.

Périodicité

1 à 2 passages, avec pose puis relève des tubes-capteurs. Ces derniers sont relevés au bout d'une semaine.

Horaire

Pas d'horaire particulier les pièges à indices de présence étant actifs en permanence.

Conditions météorologiques

Éviter les périodes avec de fortes précipitations.

Matériel

Tubes-capteurs de fèces

Méthode

Pré-repérage des habitats favorables

Il s'agit dans un premier temps de repérer les secteurs pouvant abriter des habitats favorables. Le repérage préalable pourra être réalisé sur carte IGN au 1/25 000^e et sur photographie aérienne en se basant sur le réseau hydrographique ; ou bien par une visite de terrain préalable.

La Crossope aquatique fréquente une grande diversité d'habitats : cours d'eau, fossés, mares, étangs, marais, etc. Une couverture végétale importante, en particulier herbacée, des berges naturelles offrant de nombreuses caches (galeries de rongeurs, pierres, racines, souches, etc.) et la présence de plantes aquatiques lui sont favorables.

Recherche d'indices de présence

Les musaraignes sont fréquemment attirées par les structures de type tunnel qu'elles visitent activement. La méthode de détection consiste à placer des tubes plastiques appâtés le long des cours d'eau dans le but de recueillir des crottes des musaraignes fréquentant le site concerné. Dans un second temps, un examen des crottes par des analyses génétiques permet d'identifier celles produites par la Crossope aquatique. L'analyse des restes de proies consommées ne permet pas d'identifier avec certitude la Crossope aquatique.

L'ensemble des secteurs pré-repérés seront visités. Parmi ces secteurs, certains pourront être écartés s'ils sont jugés non favorables.

Des lignes de 10 tubes-capteurs seront positionnées dans les milieux favorables. Les tubes seront espacés de 1 à 10 mètres et placés dans une bande de 2 à 3 mètres de la berge du cours d'eau ou de l'étang.

Le domaine vital d'une femelle est d'environ 200m de berge (en moyenne) et celui des mâles chevauche celui des femelles, aussi la pose de tubes sur un tronçon de 100m permet de maximiser les chances de résultats. Les tubes sont placés parallèlement à la berge et de préférence le long d'éléments structurants



d'habitat favorables à l'espèce (racines, branches, sous-berges, etc.). Ces tubes sont placés à distance très faible de l'eau de façon à minimiser le passage d'autres micromammifères.

Les tubes sont relevés 10 jours plus tard.

Les excréments de micromammifères seront prélevés, pour identification par analyse génétique.

Paramètres du relevé

Les paramètres suivants seront notés lors du relevé :

- Nom de l'observateur
- Date de pose et de relevé des tubes
- Ligne concernée
- Pour chaque tube : numéro du tube, tube opérationnel lors du relevé (non inondé, renversé...), consommation de l'appât, présence de crottes de micromammifères, détection de la Crossope aquatique et des autres espèces

En cas de présence de la Crossope aquatique, des informations supplémentaires seront notées (détail de la situation du tube) : distance à la berge la plus proche, hauteur au-dessus de l'eau et la végétation au-dessus du tube.

Précautions

Il n'y a pas de précautions particulières à prendre pour réaliser cette opération de recherche.

Fréquence pour un suivi

Ce protocole peut être renouvelé tous les 5 à 10 ans.

Traitement des données et valorisation des résultats

Ce protocole permet de mesurer l'absence / présence de la Crossope aquatique à l'échelle d'un site. Ces informations peuvent être comparées aux différentes gestions mises en œuvre sur les parcelles du site.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Forêt de Corbière, Etang de l'Abbaye de Paimpont, Anse du Guesclin (Cancale, Saint-Coulomb), Parc de la Higourdaïs (Epiniac, Broualan, La Boussac), Domaine de Careil, Landes de Jaunouse

Bibliographie

- Churchfield S., Barber, J. et Quinn, C., 2000. *A new survey method for Water Shrew (Neomys fodiens) using baited tubes*. Mammal Review, 30 (3-4): 249-254.
- Dubos T. & Simonnet, F. (2012). *Expertise mammalogique de l'Espace Naturel Sensible de la forêt de la Corbière*. Groupe Mammalogique Breton.
- Le Campion, T. (2015). *Expertise mammalogique de l'Espace Naturel Sensible de l'Etang de l'Abbaye*. Groupe Mammalogique Breton.
- Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.
- Touzé H., La Crossope aquatique (*Neomys fodiens*) Pennant, 1771. Dervenn <https://dervenn.com/la-crossope-aquatique-neomys-fodiens/>



Recherche d'indices de présence du Muscardin

Fiche protocole **1.6**

Objectifs/Résultats

Déterminer la présence du Muscardin (*Muscardinus avellanarius*) sur un site et identifier les secteurs occupés.

Époque de l'année

Recherche d'indices de présence

A partir du mois d'août jusqu'au début de l'automne.

Le mois d'août est favorable pour la recherche des merises, la fin du mois d'août est favorable pour la recherche de noisettes (noisettes claires et bien visibles au sol), et la période d'octobre-novembre est plus favorable pour les prunelles. Attention à la chute des feuilles en cas de passage tardif.

Recherche par pose de nichoirs

Les nichoirs doivent être contrôlés au minimum en mai-juin (avant la mise-bas) et en septembre-octobre (après les naissances).

Périodicité

Recherche d'indices de présence

Un passage par zone favorable repérée.

Recherche par pose de nichoirs

3 passages : 1 passage pour la pose des nichoirs et 2 passages pour le contrôle des nichoirs.

Horaire

Pas d'horaire spécifique.

Conditions météorologiques

Pas de condition météorologique spécifique.

Matériel

Piluliers, appareil photo pour la recherche d'indices de présence.

Nichoirs pour la pose de nichoirs.

Méthode

Pré-repérage des habitats favorables

Il s'agit dans un premier temps de repérer les secteurs pouvant abriter des habitats favorables. Le repérage préalable pourra être réalisé sur carte IGN au 1/25 000^e et sur photographie aérienne.

Le Muscardin est un habitant de la strate arbustive, tant en milieu forestier qu'en milieu bocager. Il affectionne particulièrement les formations de lisières bordant bosquets, bois et forêts, et les haies comprenant strate buissonnante et arbustive, et, facultativement, la strate arborescente. Les boisements rivulaires et les zones de buissons bas, par exemple dans des prairies en déprise, sont également fréquentés quand ils sont suffisamment connectés à des bois ou à des réseaux de haies voisins.



L'ensemble de ces secteurs favorables seront identifiés. L'intérieur des boisements sera exclu, même si le Muscardin peut y être présent, car c'est en lisière que les indices sont plus facilement trouvables.

Recherche d'indices de présence

L'ensemble des secteurs pré-repérés seront visités. Certains pourront être écartés s'ils sont jugés non favorables. Il s'agira aussi de sélectionner les zones où des indices de présence sont plus facilement détectables, c'est-à-dire dont la composition arbustive et arborescente est favorable à une recherche d'indices (noyaux des drupes, péricarpe ligneux des fruits à coque, etc.). Le Muscardin consomme régulièrement des noisettes et les amandes des noyaux de merises : la présence de noisetiers et de merisiers sera particulièrement recherchée. Il peut également consommer les amandes des noyaux de prunelles dans les secteurs où les noisetiers et merisiers sont plus rares, notamment sur la côte.

Les restes de repas du Muscardin seront donc recherchés au pied des arbres : noyaux de merises, coques des noisettes et noyaux de prunelles rongés ; présentant les critères caractéristiques de son passage.

Le nid du Muscardin constitue un autre indice de présence à rechercher. Le Muscardin est capable de construire des nids sphériques, placés en hauteur l'été (de 40-50 cm du sol à plusieurs mètres), et au sol l'hiver. Difficiles à trouver, ils peuvent pourtant à l'occasion constituer des indices de présence précieux. Les nids trouvés ne doivent pas être ramassés. Il s'agira de mesurer la hauteur à laquelle il est construit, son diamètre, et de chercher d'autres indices de présence aux alentours (noisettes...).

Recherche par pose de nichoirs

L'inventaire et le suivi des populations de Muscardin peuvent se faire par la pose de nichoirs artificiels que l'animal peut occuper hors de sa période d'hibernation.

Cette méthode, assez lourde à mettre en œuvre, est à réserver au suivi des populations ou bien aux secteurs où la présence du Muscardin est pressentie mais où aucun indice n'a été trouvé.

Plusieurs types de nichoirs peuvent être fréquentés par l'espèce. En contexte forestier, il est recommandé d'utiliser des nichoirs « boîtes », similaires à des nichoirs à mésange mais avec l'ouverture orientée vers le support. Il est aussi possible de mettre en place des « tubes-nichoirs » (*nest tubes*). Ces tubes en plastique d'une section carrée de 5 cm de côté et d'une longueur de 25 cm sont légers et faciles à mettre en place, mais peu durables. Ils sont à disposer horizontalement. Par ailleurs, le format de ce dispositif permet d'y ajouter un piège à empreintes. Ce système, à l'essai actuellement, augmenterait la possibilité de détection du Muscardin quand il n'utilise le nichoir que de manière ponctuelle, sans y faire de nid.

Paramètres du relevé

Recherche d'indices de présence

Lors de son passage, l'observateur notera :

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement
- Type d'indice de présence observé
- Nombre d'arbres et arbustes (merisiers, noisetiers, prunelliers) prospectés ou linéaire d'arbres prospecté
- Si contact : nombre d'individus observés et éventuellement âge, sexe
- Localisation précise
- Autres indices de présence de mammifères observés

Recherche par pose de nichoirs

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement
- Pour chaque nichoir :
 - o Numéro du nichoir
 - o Localisation précise : coordonnées GPS
 - o Situation du nichoir : arbre support, hauteur du nid, habitat
 - o Nichoir opérationnel lors du relevé (non tombé)



- Présence d'un nid de micromammifère
- Présence d'individus
- Muscardin détecté
- Autre micromammifère détecté

Précautions

Aucune précaution notable à prendre dans le cas de la recherche d'indices de présence.

Dans le cas de la pose de nichoirs, le Muscardin étant protégé, il ne peut être manipulé sans autorisation.

Fréquence pour un suivi

Afin d'observer des tendances d'évolution, ce protocole peut être renouvelé à intervalle régulier. La durée de l'intervalle est à définir en fonction des objectifs de l'étude (à titre indicatif : tous les 5 ans).

Traitement des données et valorisation des résultats

Cette méthode permet de connaître les sites occupés par l'espèce. Des mesures de gestion favorables à l'accueil du Muscardin pourront être mises en place.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Recherche d'indices de présence et pose de nichoirs en forêt de la Corbière.

Bibliographie

- Dubos T, & Simonnet F., 2012. *Expertise mammalogique de l'Espace Naturel Sensible de la forêt de la Corbière*. Groupe mammalogique Breton pour le Département d'Ille-et-Vilaine. 17 p.
- Rolland P., Caroff C. & Boireau J., 2017. *Le Muscardin - Livret d'identification des indices de présence*. Groupe Mammalogique Breton. Les guides du GMB n°1 - Sur la piste des mammifères de Bretagne. 23 p.
- Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.



Recherche d'indices de présence du Rat des moissons

Fiche protocole **1.7**

Objectifs/Résultats

Déterminer la présence du Rat des moissons (*Micromys minutus*) sur un site et identifier les secteurs occupés.

Époque de l'année

Recherche d'indices de présence (nids d'été)

Les prospections peuvent se faire toute l'année. Néanmoins, les nids sont plus faciles à trouver en automne-hiver.

Recherche à l'aide d'outils de vision nocturne

En automne, afin de privilégier les périodes d'augmentation de la population (après naissance des jeunes).

Périodicité

1 passage

Horaire

Recherche d'indices de présence (nids d'été)

En journée.

Recherche à l'aide d'outils de vision nocturne

De nuit, en pénombre totale : attendre au moins 1/2h à 1h après la tombée de la nuit pour être sûr que les rats sont actifs.

Conditions météorologiques

Préférer un temps sec.

Matériel

Recherche d'indices de présence (nids d'été)

Bâton pour écarter la végétation, appareil photo.

Recherche à l'aide d'outils de vision nocturne

Monoculaire à imagerie thermique, appareil photo, lampe torche.

Méthode

Plusieurs méthodes sont possibles pour détecter le rat des moissons : l'analyse des pelotes de réjection d'Effraie des clochers (voir fiche dédiée), la recherche d'indices de présence (notamment de ses nids) et la détection à l'aide d'outils de vision nocturne. Les deux dernières méthodes seront détaillées ici. Le choix de la méthode dépendra du contexte propre à chaque site.

Pré-repérage des habitats favorables (préalable aux deux méthodes)

Il s'agit dans un premier temps de repérer les secteurs pouvant abriter des habitats favorables. Le repérage préalable pourra être réalisé sur carte IGN au 1/25 000^e et sur photographie aérienne.



Le Rat des moissons est originellement un habitant des roselières. Il s'est secondairement adapté à d'autres milieux à hautes herbes, en particulier les cultures céréalières et les prairies de fauche mais également les prairies humides et les mégaphorbiaies. Certaines études indiquent même que l'espèce serait adaptée aux cultures de maïs, mais cette donnée n'est pas certaine. Une fois l'été passé, après la récolte des parcelles cultivées et la fauche des prairies, il migre vers les talus et les haies pour passer l'hiver.

L'ensemble des secteurs favorables estivaux seront identifiés.

Recherche d'indices de présence (nids d'été)

L'ensemble des secteurs pré-repérés, susceptibles de constituer un habitat pour le Rat des moissons, seront visités. Certains pourront être écartés s'ils sont jugés non favorables.

La prospection consiste à rechercher les nids d'été abandonnés du Rat des moissons, que l'on reconnaît facilement grâce au diamètre du trou d'entrée.

Les nids d'été sont des nids sphériques, munis d'une ouverture latérale de 1 à 3 cm de diamètre. Ils mesurent 8 à 10 cm de diamètre, et sont accrochés dans les herbes à 30-40 cm du sol. Ils sont constitués de végétaux (surtout des monocotylédones comme le dactyle) tissés et entrelacés, très mimétiques avec l'environnement. Le rat des moissons construit plusieurs nids, dont un seul servira à la mise bas. Celui-ci est généralement plus gros et tapissé de duvet végétal. La femelle déplace ensuite ses petits dans les autres nids en cas de perturbation. Les nids « secondaires » sont le plus souvent installés au sol.

La recherche s'effectue de manière aléatoire dans les secteurs pré-repérés. Pour éviter au maximum de piétiner les zones prospectées, le travail s'effectue idéalement par équipe de 2 à 3 personnes, marchant de front à 2m d'intervalle. Chaque personne avance en ligne droite, et écarte la végétation sur environ 1 m de large de chaque côté. Un passage seulement dans chaque habitat est effectué, pour limiter l'impact sur le milieu.

Recherche à l'aide d'outils de vision nocturne

L'ensemble des secteurs pré-repérés, susceptibles de constituer un habitat pour le Rat des moissons, seront visités. Certains pourront être écartés s'ils sont jugés non favorables.

Le monoculaire à imagerie thermique apparaît très performant pour la recherche du Rat des moissons qui s'extirpe régulièrement des végétations denses pour gagner le haut des plantes herbacées. Cette méthode de recherche est particulièrement efficace quand on domine nettement les formations herbacées. Après repérage à l'aide de la caméra thermique, l'individu doit être éclairé avec une lampe pour une identification certaine.

Paramètres du relevé

Recherche d'indices de présence (nids d'été)

L'observateur notera :

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement
- Pour chaque nid observé : hauteur du nid, type de milieu
- Si contact : nombre d'individus observés et éventuellement âge, sexe
- Localisation précise
- Autres indices de présence de mammifères observés

Recherche à l'aide d'outils de vision nocturne

L'observateur notera :

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, couverture nuageuse/pluviométrie.
- Si contact : nombre d'individus observés et éventuellement âge, sexe
- Localisation précise
- Autres mammifères observés



Précautions

Ces deux méthodes nécessitent d'être très précautionneux. La recherche de nids peut induire des destructions ou dérangements importants de l'espèce.

Fréquence pour un suivi

Afin d'observer des tendances d'évolution, ce protocole peut être renouvelé à intervalle régulier. La durée de l'intervalle est à définir en fonction des objectifs de l'étude (à titre indicatif : tous les 5 ans).

Traitement des données et valorisation des résultats

Ces méthodes permettent de connaître les sites occupés par l'espèce. Des mesures de gestion favorables à l'accueil du Rat des moissons pourront être mises en place.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Parc du Château des Pères (recherche à l'aide d'outils de vision nocturne)

Bibliographie

Favier Camille, 2012. *Etude comportementale et démographique du rat des moissons (Micromys minutus)* - Réserve Naturelle Nationale du Marais de Lavours. Rapport de stage. 40 p.

GMB, 2019. *Inventaires du Campagnol amphibie et du Rat des moissons* - ENS Château des Pères à Piré-Chancé (35). Groupe Mammalogique Breton pour le Département d'Ille-et-Vilaine. 8 p.

Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.



Recherche d'arbres pouvant accueillir des chiroptères

Fiche protocole **1.8**

Objectifs/Résultats

Identifier des arbres pouvant être utilisés comme gîtes par des chiroptères

Époque de l'année

Hiver, printemps, été

Périodicité

1 passage en hiver pour repérage des arbres à cavité(s) et un passage entre mi-juin et mi-juillet pour le contrôle de l'occupation des cavités

Horaire

En journée

Conditions météorologiques

Pas d'exigence particulière

Matériel

Lampe, échelle, miroir, endoscope

Méthode

Les chauves-souris trouvent des gîtes dans des arbres isolés ou dans des arbres en forêt, en verger, en parc... Elles y exploitent les fissures et gélivures des arbres, les loges de pics abandonnées, les arbres creux et des espaces sous les écorces.

L'étude des arbres-gîtes s'articule autour de plusieurs étapes qui vont conduire à la désignation des arbres favorables aux chauves-souris.

Etape 1 : Le repérage des arbres à cavité(s)

Aucune fourchette de hauteur de la cavité n'est présumée plus favorable, de la même manière que l'essence, l'environnement ou le nombre total d'arbres repérés. On estimera cependant qu'un diamètre de l'arbre supérieur à 20cm sera estimé plus favorable. La cavité peut se situer sur branche ou sur tronc et peut être de plusieurs types : écorce décollée, blessure, loges de pics, fissure, anciennes insertions de branches par exemple. Le repérage s'effectue en hiver, période sans feuillage qui permet de mieux localiser les cavités. Les arbres présentant une cavité qui semble propice sont marqués à la peinture (triangle de couleur chamois avec la pointe orientée vers le bas – marquage standardisé ONF).

Etape 2 : La description des arbres les plus favorables

A compter de mi-juin, les arbres feront l'objet d'un diagnostic pour savoir s'ils sont occupés par une ou plusieurs chauves-souris.

Dans le même temps, les arbres font l'objet d'un recueil d'informations : espèce, localisation, environnement, position vis à vis d'autres éléments tels que les chemins ou encore les points d'eau les plus proches, le type de cavités favorables ayant conduit au marquage de l'arbre et l'intérêt chiroptérologique de ce dernier.



Etape 3 (optionnelle) : Le contrôle des arbres

Les contrôles d'occupations effectives sont lourds à mettre en place et donnent rarement des résultats. Il s'agit donc d'une étape optionnelle.

Trois méthodes complémentaires peuvent être utilisées en fonction de la typologie des gîtes et de leur facilité d'accès pour contrôler l'occupation de chiroptères dans les cavités.

L'inspection des arbres

Elle consiste à regarder directement dans la fissure. On utilise pour cela une lampe de cavité, led lumineuse placée au bout d'un câble semi-rigide. Ce dispositif permet d'éclairer l'intérieur de la cavité et d'observer à l'aide d'un miroir de 3 cm de diamètre muni d'un manche télescopique. Le prospecteur utilisera également un endoscope ou un colonoscope qui permet de glisser un câble en fibre optique et éclairant à l'intérieur et de voir directement ce qui se trouve au bout du câble. Ces techniques ne permettent d'inspecter que les cavités à hauteur d'homme ou accessibles au moyen d'une échelle (soit un maximum de 5 mètres de hauteur). Une fréquence de contrôle a été fixée à 3 jours, sur la base des informations bibliographiques mentionnant que les chauves-souris arboricoles peuvent changer fréquemment de gîte, même s'il s'agit d'un gîte de mise-bas. La méthode qui consiste à grimper au-delà des 5 mètres de hauteur avec du matériel d'escalade n'a pas été retenue dans le protocole par mesure de sécurité. Elle n'est pour autant pas écartée à titre occasionnel et réalisée par un chiroptérologue apte à le réaliser.

Le contrôle visuel en sortie de gîte

Pour obtenir des informations sur la présence de chauves-souris dans un arbre, il est également possible d'attendre leur sortie à la nuit tombée. L'attente de cette « sortie de gîte » nécessite, pour obtenir des résultats suffisamment exhaustifs, un contrôle de même fréquence (3 jours), réalisé par un observateur pour chaque arbre, pendant un délai de 2 heures et équipé d'un détecteur d'ultrasons. Ne pouvant compter sur un nombre d'observateurs constant et sur une période de trois mois, cette méthode ne sera qu'occasionnelle. Il est toutefois important qu'elle soit organisée autant de fois que possible car un seul arbre occupé peut être une source d'information importante. Cette observation peut alors inciter à la mise en œuvre de technique d'accrobranche nécessaire pour les cavités hautes et dès lors justifiée.

L'écoute des cavités

La présence de chauves-souris en colonie dans un arbre est parfois décelable en journée à l'oreille ou à l'aide d'un détecteur d'ultrasons positionné sur des fréquences de 10 à 20 Khz. En effet les cris sociaux d'une colonie peuvent être nombreux, surtout par journée chaude et après les naissances. Ces cris sont détectables de 0 à 15 mètres de l'arbre (selon les journées et les espèces) mais ne sont pas systématiques. On peut passer à plusieurs reprises près d'un arbre sans qu'aucun indice ne soit décelé. L'écoute des arbres est une activité qui ne demande pas de compétence particulière mais une bonne oreille ainsi que patience et application. Elle est ainsi conjuguée au contrôle des cavités favorables recensées.

Sur un site d'étude, tous les sites correspondant à un gîte potentiel pour les chauves-souris seront, dans la mesure du possible, visités.

Paramètres du relevé

Les paramètres à noter obligatoirement sont :

- Le nom de l'observateur,
- La date et le créneau horaire,
- L'espèce d'arbre, la hauteur estimée du gîte dans l'arbre, le type de cavité (écorce décollée, blessure, loge de pics, fissure, ancienne insertions de branches, etc.) et sa localisation précise (coordonnées GPS). Chaque arbre est pris en photo,
- l'espèce ou les espèces en cas de présence de chiroptères.

Les paramètres à noter de manière complémentaire sont :

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



Précautions

Réglementation liée à l'utilisation d'échelle

Autres espèces fréquentant les cavités (nidification d'oiseaux, abeilles, frelon européen)

Fréquence pour un suivi

Contrôle du marquage des arbres tous les 5 ans

Traitement des données et valorisation des résultats

Cette méthode permet d'aboutir à une présentation individualisée de l'ensemble des arbres-gîtes sur un site et à une présentation des différents types de cavités (loge de pic, écorce décollée, fissure...). A partir de ces informations, une typologie des arbres-gîtes pourra être étudiée selon l'essence, les données dendrométriques (diamètre notamment), etc. De plus, une densité d'arbres-gîtes/hectare pourra être déterminée qui permettra de donner une première indication pour évaluer l'intérêt de chaque site au regard des espèces présentes et de la situer par rapport à un contexte départemental. Enfin, une cartographie des arbres-gîtes pourra être élaborée.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Forêt de Corbière, Bois de Soèvres

Bibliographie

Le Houedec A., 2007. *Les chauves-souris de la forêt de Saint-Aubin du Cormier*. Rapport 2006. Bretagne Vivante – SEPNB / ONF / Lycée Agricole de St Aubin du Cormier. 23 p. + Annexes.

Le Houedec A. & Morel R., 2015. *Bilan du repérage et du marquage d'arbres à cavités favorables au gîte des chauves-souris – Forêt de Corbière*. Bretagne Vivante pour le Département d'Ille-et-Vilaine. 19 p.

Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.



Recherche de gîtes anthropiques pouvant accueillir des chiroptères

Fiche protocole **1.9**

Objectifs/Résultats

Recherche de sites anthropiques pouvant être utilisés comme gîtes hivernaux et/ou estivaux par des chiroptères

Époque de l'année

Hiver, printemps, été

Périodicité

- 1 passage en hiver (entre décembre et février) pour recherche des gîtes hivernaux
- 1 passage en été (entre juin et août) pour recherche des gîtes estivaux

Horaire

En journée

Conditions météorologiques

Pas d'exigence particulière

Matériel

Lampe, échelle

Méthode

Les associations Bretagne Vivante et Groupe Mammalogique Breton ont déjà connaissance d'un nombre important de gîtes à chiroptères en Bretagne. Pour limiter le dérangement des chiroptères, une consultation de ces deux associations s'impose en amont de toute prospection de bâtiments ou de gîtes d'hibernation.

Recherche de gîtes anthropiques hivernaux

En hiver, les mines, carrières, galeries souterraines, blockhaus, tunnels ferroviaires désaffectés, viaducs, et caves sont des lieux favorables pour l'hibernation de chauves-souris. Les ponts peuvent aussi être utilisés par les espèces arboricoles pour se reposer lors des périodes de gel prolongé. Sur un site d'étude, tous les sites correspondant à un gîte potentiel pour les chauves-souris devront, dans la mesure du possible, être visités. Un repérage préalable de ces lieux favorables pourra être réalisé sur carte IGN au 1/25 000^e et photo aérienne.

Recherche de gîtes anthropiques estivaux

En été, de nombreux gîtes anthropiques calmes, chauds et obscurs accueillent des colonies de mise-bas de chauves-souris : les habitations neuves et anciennes (combles, caisson d'avant-toit, cave, derrière de volet, dessous de tuile, anfractuosités de mur, entre deux poutres d'un linteau, ...), les châteaux (combles,...), les églises (combles, ...), les ponts (disjointements), les aqueducs, les viaducs, les mines... Sur un site d'étude et à proximité de celui-ci, tous les sites correspondant à un gîte potentiel pour les chauves-souris devront, dans la mesure du possible, être visités. Les combles et greniers d'églises et de châteaux, qui disposent souvent de vastes volumes inoccupés, seront prospectés en priorité. Un repérage préalable de ces lieux favorables pourra être réalisé sur carte IGN au 1/25 000^e et photo aérienne. Les sites situés à proximité ou dans des boisements, près de cours d'eau et de plans d'eau seront sélectionnés en priorité. La plupart des espèces est en effet particulièrement sensible à la présence de l'eau et des boisements.



Paramètres du relevé

Lors des visites, seront relevés :

- Le nom de l'observateur
- La date et le créneau horaire
- La localisation GPS du gîte
- L'absence ou la présence des animaux, le nom de(s) l'espèce(s) et leur nombre
- L'absence ou la présence d'indice de présence : guano, tâche de sébum sur la charpente et cadavre(s). Une indication sur la densité du guano pourra être appréciée : tas de guano important, guano en nappe, guano dispersé de façon homogène sur l'ensemble de la pièce, quelques crottes.
- L'absence ou la présence d'accès direct en vol permettant la circulation des rhinolophidés en particulier. Cet ou ces accès seront mesurés ou jugés comme favorable(s) ou non par l'observateur.

Précautions

Recommandations à l'égard des chiroptères

En raison de la sensibilité particulière des Chiroptères en période d'hibernation, il faut impérativement appliquer les recommandations suivantes :

- Laisser l'organisme se refroidir avant de pénétrer dans le gîte potentiel : la chaleur humaine augmente la température interne du gîte. Cette augmentation de la température peut forcer les chiroptères au réveil.
- Effectuer une marche et des gestes lents et penser à repartir aussi calmement que l'on est arrivé.
- Ne pas éclairer directement les animaux et tamiser sa lumière au moyen d'un filtre, d'un chiffon, de la main ou de LED rouges.
- Utiliser des lampes qui ne chauffent pas (LED) pour éclairer les animaux en utilisant prioritairement des lampes avec fonction LED rouges lorsqu'il y'a une proximité immédiate avec les animaux.
- Ne pas parler fort, ni crier tout en évitant les chuchotements qui produisent de nombreux ultrasons.
- Ne pas toucher les Chiroptères.
- Ne jamais passer directement sous un essaim de chiroptères.
- Regarder où l'on marche pour éviter les craquements secs.
- Éviter de porter des vêtements imperméables dont le frottement émet beaucoup d'ultrasons.
- Ne pas rester trop longtemps à proximité des animaux en léthargie.
- S'astreindre à une seule visite par an sur un site d'hibernation

Évitez de se perdre

En l'absence de topographie disponible, se repérer sous terre nécessite de prendre régulièrement des points de repères (les plus caractéristiques possibles) et de se retourner fréquemment pour bien visualiser le trajet du retour.

Attention aux chutes

- En marchant : porter de bonnes chaussures et progresser précautionneusement.
- De hauteur : en cas de passages verticaux, prévoir une personne compétente pour équiper en corde.
- De pierres : porter un casque de spéléologie valide (datant de moins de cinq ans) et repérer les trémies qui pourraient être instables.

Fréquence pour un suivi

En fonction de l'importance de la colonie découverte. Les suivis de colonies s'effectueront en procédant à :

- 1 comptage par hiver (suffisant, en dehors de protocole de suivi particulier).
- 2 comptages en été pour comptage exhaustif des adultes et des jeunes.



Traitement des données et valorisation des résultats

Cette méthode permet d'aboutir à une présentation individualisée de l'ensemble des gîtes anthropiques d'un site et de les localiser. Elle permet également d'évaluer les secteurs potentiels d'accueil des espèces.

Enfin, cette méthode permet d'identifier les espèces présentes et de mesurer les effectifs des colonies.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Prospection hivernale : Pointe de la Garde Guérin, Pointe du Grouin, anse du Verge, Pointe du Nid...

Prospection estivale : Forêt de Corbière, Domaine de Careil, Ferme de Palluel...

Bibliographie

Mitchell-Jones A.J. & A. P. Mcleish, 2004. *Bat Workers' Manual*. Joint Nature Conservation Committee. 134p.

Roué S., 1998. § 4.5.1. *Le gîte in Plan de restauration sur les chiroptères. Etat des connaissances*. Document de travail. Septembre 1998. CPEPESC Franche-Comté – SFEPM. 27p. + annexes.

Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.



Suivi des colonies de reproduction de chiroptères

Fiche protocole **1.10**

Objectifs/Résultats

Suivre l'effectif, l'évolution et appréhender la dynamique d'une colonie de mise-bas de chauves-souris (adultes, jeunes)

Époque de l'année

Un comptage au cours de la première décade du mois de juin, un second comptage dont la date est adaptée pour permettre un dénombrement le plus fin possible du nombre de jeunes de l'année (entre fin juin et mi-juillet)

Périodicité

2 à 3 comptages par an

Horaire

A la tombée de la nuit ou en journée en fonction de la méthode

Conditions météorologiques

Pour les comptages en sortie de gîte, météo favorable sans précipitations

Matériel

Lampe, avec de préférence un appareil photo pour photographier les essaims et faire des comptages sur photo si cela est nécessaire.

Méthode

Comptage à l'intérieur du gîte

Il est réalisé surtout sur les colonies de petits rhinolophes, dont la majorité des colonies ne dépasse pas 25 individus adultes. De plus, cette espèce tolère d'avantage le dérangement et ne forme que rarement des essaims compacts, ce qui permet de compter un par un les individus présents. Chez les autres espèces, ce comptage permet de comptabiliser plus facilement les jeunes après le départ des adultes.

Comptage en sortie de gîte

Il s'agit pour l'observateur d'attendre à l'extérieur du gîte la sortie des membres de la colonie. La principale difficulté consiste dans la couverture visuelle de l'ensemble des voies de sorties utilisées par les chauves-souris. Ainsi certains sites nécessitent-ils la présence simultanée de plusieurs observateurs. Cette méthode est à systématiser sur les colonies à effectifs importants (+ de 20 individus). Au-dessous de ce nombre, l'essaim formé par les animaux est évaluable à vue de façon précise.

Pour le grand rhinolophe, le comptage en sortie de gîte s'avère indispensable. Cette espèce est particulièrement sensible au dérangement et toute intrusion sous la colonie provoque automatiquement l'envol des adultes. Au-delà du fait qu'un comptage est impossible dans de telles conditions, l'envol précipité des mères peut alors provoquer la chute des jeunes.

Au cours de cette visite du gîte, les cadavres des jeunes et des adultes sont récoltés afin d'évaluer la mortalité mois après mois. Dans un deuxième temps, les cadavres pourront être utilisés pour différents types d'analyses : génétiques, toxicologiques, ostéologiques et autres. Cette collecte est soumise à autorisation préfectorale de transport et de stockage de cadavres d'espèces protégées.



Paramètres du relevé

A chaque passage, le nombre d'individus de chaque espèce, par classe d'âge (adulte, juvéniles, nouveaux nés), est noté. Le nom de l'observateur, la localisation précise de la colonie (coordonnées GPS), la date et le créneau horaire sont également relevés.

Précautions

Les comptages en intérieur du gîte nécessitent une bonne connaissance du site afin d'être efficace et de limiter le dérangement. L'utilisation d'un appareil photo pour le dénombrement des individus permet de limiter le temps de présence dans la colonie.

Autorisation préfectorale de transport et de stockage de cadavres d'espèces protégées

Fréquence pour un suivi

Suivis à réaliser en fonction de l'enjeu de la colonie :

- A intervalle régulier (4 ans) pour les petites colonies d'espèces à faible enjeux (pipistrelle...)
- Tous les ans pour les espèces anthropiques (Grand murin, grand rhinolophe, petit rhinolophe, murin à oreilles échancrées)

Traitement des données et valorisation des résultats

Valorisé en alimentant l'Observatoire des Mammifères de Bretagne

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Mines de Brais (Vieux-Vy-sur-Couesnon), Parc de la Higourdaïs (Epiniac, Broualan, La Boussac)

Bibliographie

Bretagne Vivante – SEPNEB – Comptage standardisé des colonies de mise-bas de 4 espèces de chauves-souris inscrites à l'annexe II de la « Directive Habitats » en Bretagne. 1p.

Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.



Recherche de chiroptères en activité de chasse

Fiche protocole **1.11**

Objectif / Résultats

Réaliser un inventaire qualitatif des chauves-souris présentes sur un territoire.

Le recensement des chauves-souris durant leur activité de chasse ou de transit permet la détection d'un large spectre d'espèces.

Époque de l'année

Printemps – été – automne

Périodicité

Au moins deux passages, un en mai-juin et un autre en août-septembre.

Dans le cas de l'utilisation d'un enregistreur passif d'ultrasons, la durée de l'échantillonnage durera 3 nuits consécutives à chaque passage.

Horaire

De 1 à 8 heures après le coucher du soleil

Conditions météorologiques

Soirées avec une température douce, sans pluviométrie importante ni vent fort.

Matériel

Lampe, détecteur d'ultrasons, filets japonais

Méthode

Le couplage des deux techniques suivantes permet de palier leurs lacunes respectives et donc d'optimiser les chances de contacts avec la plupart des espèces de chauves-souris. Si certaines échappent à la capture au filet et si d'autres sont difficiles à discriminer de manière auditive, la conjugaison des deux techniques permet un inventaire assez représentatif du peuplement chiroptérologique d'un secteur. Toutefois, en fonction des situations, il pourra être décidé que seule la méthode de détection acoustique soit mise en place.

Détection acoustique (ou ultrasonore)

Toutes les espèces européennes de chauves-souris émettent des ultrasons sur une gamme de fréquence entre 10kHz et 120kHz pour se repérer et pour chasser leurs proies. L'utilisation d'un détecteur courant (c'est à dire en mode de transcription hétérodyne des ultrasons) permet d'associer un signal à un groupe d'espèces (4 groupes), la détermination « précise à l'espèce » n'étant possible que pour huit espèces (sur les 22 actuellement recensées en Bretagne). Ce biais, ajouté à un faible champ de détection (10 mètres pour certaines espèces comme les rhinolophidés), est cependant compensé par un usage très mobile. L'utilisation du détecteur-enregistreur d'ultrasons reste un des moyens les plus sûrs d'obtenir des informations sur de nombreuses espèces de chauves-souris dans un milieu donné. Le développement de nouveaux appareils avec le mode « expansion de temps » permet, selon l'expérience du chiroptérologue, une identification de quasiment toutes les espèces de chauves-souris de Bretagne.

L'écoute ultrasonore active

L'écoute active permet à la fois de déterminer les espèces directement sur le terrain et d'analyser des enregistrements a posteriori.



Elle consiste à réaliser soit des transects, soit des points d'écoute, ou bien les deux, et à les parcourir à pied avec un détecteur à ultrasons. Le transect implique un déplacement à une vitesse régulière et permet de couvrir plus de terrain. Le point d'écoute en revanche positionne l'observateur à un poste fixe durant un temps déterminé et permet d'évaluer des milieux ponctuels.

L'écoute ultrasonore passive

La détection passive offre la possibilité d'enregistrer les ultrasons durant des périodes longues mais à un poste fixe. L'identification intervient dans ce cas par la suite par un traitement informatisé.

Elle consiste à disposer au sol ou en canopée un détecteur à enregistrement automatique sur un lieu géoréférencé pendant plusieurs heures. Ce dernier demeure en attente de réception d'ultrasons au cours de la nuit. Il enregistre les sons captés et les stocke sur une carte mémoire. Ces sons peuvent aussi bien provenir de chauves-souris que d'autres sources sonores (autres mammifères, orthoptères, etc.).

Dans le cas de l'utilisation d'un enregistreur passif d'ultrasons, la durée de l'échantillonnage durera 3 nuits consécutives. Lors de cette période les conditions météorologiques devront être favorables à une activité chiroptérologique normale (absence de pluie et de vent forts).

Capture au filet japonais

La capture consiste à intercepter des animaux en déplacement par des filets droits, dits « japonais », tendus en travers des routes de vol (allées forestières, chemins bocagers, cours d'eau, reposoirs nocturnes, etc.). Les filets sont montés et tendus par des cannes télescopiques permettant de les étendre de 4m à 6m au-dessus du sol. Ils sont posés au mieux une heure avant le coucher du soleil et dépliés peu avant. Constamment sous surveillance, ils sont démontés en fin de séance. Le nombre et la taille des filets peuvent être variables et sont fonction, entre autre, du nombre de personnes présentes. Malgré le faible diamètre du fil utilisé (0,2mm) ils ne sont pas indétectables par les chauves-souris et de nombreux individus les évitent. De plus, certaines espèces de haut vol telles que les noctules sont rarement capturées, ainsi que des espèces au vol particulièrement manœuvrable et évoluant au cœur du feuillage comme le murin à oreilles échancrées ou encore le petit rhinolophe. Placée en poste fixe, la capture est à renouveler si l'on souhaite inspecter différents habitats écologiques.

Paramètres du relevé

Détection acoustique (ou ultrasonore)

Le nom des espèces présentes sera relevé après identification acoustique des enregistrements.

Capture au filet japonais

Les animaux pris dans les filets seront démaillés et des informations seront relevées pour chaque individu : nom de l'espèce, sexe, âge, statut reproducteur. Des mesures biométriques peuvent également être relevées si besoin. Le nom de l'observateur, la localisation précise du filet (coordonnées GPS), les conditions météorologiques, la date et le créneau horaire sont également relevés.

Précautions

La technique utilisant un filet japonais et nécessitant la capture des chauves-souris est mise en œuvre par des personnes bénéficiant d'une autorisation préfectorale à la capture d'espèces protégées et appliquant le code de déontologie de la Société française pour l'étude et la protection des mammifères (SFEPM) (cf. annexe). Cette technique présente l'inconvénient d'occasionner un dérangement important des individus manipulés.

Fréquence pour un suivi

Ce protocole peut être renouvelé tous les 5 à 10 ans.

Traitement des données et valorisation des résultats

La mise en œuvre de ces techniques permet d'élaborer une liste des espèces de chauves-souris fréquentant un territoire de chasse donné.



Le profil d'activité chiroptérologique du site peut également être déterminé grâce à l'outil mis à disposition par le GMB. Ce référentiel d'activité chiroptérologique est applicable pour des enregistrements réalisés :

- en Bretagne et Loire-Atlantique durant des nuits complètes,
- à l'aide de SM2 BAT+ équipés de microphones SMX-US placés à moins de 3 mètres de hauteur, et réglés sur un niveau de trigger de 4 ou 6 et un gain de 36 dB ou 48 dB,
- à la belle saison, entre mai et septembre,
- lors de nuits suffisamment belles, c'est-à-dire avec une pluviométrie cumulée entre 20H00 et 08H00 de moins de 2 mm, une température minimale nocturne de plus de 5 °C, et une vitesse de vent mesurée à 23H00 inférieure à 20 km/h.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Vallon de la Chambre au Loup, Anse du verger, Vallée du moulin Esnoux, Vallée du Couesnon, Bois de Sœuvres, Forêt de Corbière...

Bibliographie

Farcy O., 2003. *Méthodes mises en œuvre lors des inventaires de chauves-souris*. Document Bretagne Vivante. 1 p. (non publié).

Groupe Chiroptères Centre Val de Loire. Méthodes d'étude des chiroptères. <http://chauves-souris-centre.fr/methodes-detudes-des-chiropteres/>

Le Campion T., 2016. *Expertise mammalogique de l'Espace Naturel Sensible du Vallon de la Chambre au loup - détermination des enjeux mammalogiques connus et préconisations de gestion en faveur des Mammifères*. Groupe Mammalogique Breton pour le Département d'Ille-et-Vilaine. 22 p.

Mitchell-Jones A.J. & A. P. Mc Leish, 2004 – Bat Workers' Manual. Joint Nature Conservation Committee. 134 p.

Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.



Annexe : Charte de déontologie pour la pratique de la capture des chiroptères

La capture des chiroptères est une pratique à risque pour les chiroptères et les chiroptérologues, elle nécessite une dérogation à l'interdiction de capture d'espèces protégées.

Ainsi, il est fondamental que toute personne exerçant cette technique s'engage à respecter les points suivants :

1. Toute session de capture de chiroptères doit se faire dans une démarche scientifique valable et reconnue, selon un protocole bien construit et réfléchi, dans un but de recherche, de protection et/ou de conservation. La capture d'animaux en léthargie ou dans un but de sensibilisation du Grand public n'est donc pas tolérée.
2. Toute session de capture doit être l'aboutissement d'un processus de réflexion qui justifie sa nécessité absolue, après avoir éliminé les autres moyens d'étude moins invasifs (détection acoustique, suivi des cavités...) et vérifié sa stricte nécessité au regard des connaissances préalablement disponibles sur le statut de l'espèce, au niveau local ou national.
3. Toute session de capture doit se faire dans des conditions de sécurité optimales. Chaque chiroptérologue doit avoir pris connaissance des risques sanitaires encourus lors de la manipulation de chauves-souris, et plus particulièrement de l'exposition au virus de la rage, et de toutes les mesures de protection et d'hygiène à prendre afin d'éviter toute contamination, pour le bien-être des manipulateurs et celui des animaux manipulés.
4. Avant toute session de capture, il est indispensable :
 - de disposer des dérogations préfectorales et autorisations nécessaires (propriétaire) ;
 - de s'assurer que la zone n'a pas fait l'objet de captures récentes ;
 - de prospector la zone afin d'évaluer les risques pour les chiroptérologues et les chiroptères, et d'ajuster son protocole ;
 - de s'assurer que les conditions sont favorables (période, météo, moyens humains et matériel...)
5. Aucune opération de capture ne doit compromettre la vie ou la santé des individus étudiés.
6. Le poste puis le dispositif de capture doivent être méticuleusement installés, de jour, de manière fonctionnelle, en fonction du milieu et des moyens disponibles, et en limitant l'impact sur le milieu.
7. Avant de tendre les filets, chaque chiroptérologue doit être opérationnel et doit avoir sur lui en permanence des gants, deux lampes, plusieurs sacs de contention propres et une paire de ciseaux.
8. Afin de limiter au maximum la capture d'oiseaux, le dispositif doit être tendu juste après le coucher du soleil.
9. Au cours de toute capture, il est indispensable d'informer et de bien encadrer son équipe pour minimiser le dérangement (bruit, lumière, circulation) et s'assurer du bon déroulement de la session.
10. Le dispositif doit être scrupuleusement vérifié en fonction de la densité de capture, au maximum toutes les 10 minutes et ne doit jamais rester sans surveillance. En cas de besoin, une mise en berne doit être effectuée.
11. A chaque capture, il est indispensable de bien cerner la situation (nombre de chauves-souris, niveau de difficultés, priorités) avant de commencer à démailler afin de repérer les espèces et individus à démailler en priorité.
12. Le port de gants est fortement conseillé, il est indispensable pour la manipulation des espèces dites de gros gabarit*.
13. Le démaillage des chiroptères du filet doit être effectué très délicatement mais rapidement (3 minutes maximum); en cas de difficultés, le filet doit être découpé aux ciseaux pour libérer l'individu au plus vite.



14. En cas de captures involontaires d'autres animaux (insectes, oiseaux, mammifères...), le démaillage doit être effectué rapidement, en toute sécurité pour le manipulateur et pour l'animal dans la mesure du possible.
15. Chaque chauve-souris capturée doit être mise immédiatement dans un sac de contention en attendant d'être manipulée. Les sacs (vides ou non) doivent être systématiquement suspendus, visibles et mis à l'abri en cas d'intempéries ; le temps de contention doit être le plus court possible.
16. La manipulation pour l'identification et le relevé de données doit se faire délicatement et rapidement, en toute sécurité pour l'individu et le chiroptérologue, et en priorité pour les espèces sensibles et les femelles gestantes ou lactantes.
17. Le relâcher doit se faire sur la zone de capture, immédiatement après la manipulation, en laissant la chauve-souris s'envoler de son plein gré. Il est nécessaire de vérifier l'aptitude de l'animal à être relâché et de s'assurer de son bon envol.
18. Le démontage du dispositif doit être effectué scrupuleusement, en commençant par la vérification des filets, leur démontage puis le rangement du poste. Chaque sac de contention devra être vérifié.
19. Toutes les données récoltées lors d'une session de capture doivent faire l'objet d'une saisie informatique et d'une valorisation.
20. Les données (partielles ou en totalité) doivent être communiquées au groupe Chiroptères régional (GMB) afin de les informer que la zone a été prospectée.
21. Un compte-rendu annuel des activités de capture doit être obligatoirement transmis à la DREAL de la région concernée et à la DREAL Franche-Comté.

* Espèces dites de gros gabarit : Grand Rhinolophe (*Rhinolophus ferrumequinum*), Rhinolophe euryale (*Rhinolophus euryale*), Rhinolophe de Méhely (*Rhinolophus mehelyi*), Molosse de Cestoni (*Tadarida teniotis*), Sérotine commune (*Eptesicus serotinus*), Sérotine de Nilsson (*Eptesicus nilssonii*), Sérotine bicolore (*Vespertilio murinus*), Grande Noctule (*Nyctalus lasiopterus*), Noctule de Leisler (*Nyctalus leisleri*), Noctule commune (*Nyctalus noctula*), Petit Murin (*Myotis blythii*), Grand Murin (*Myotis myotis*), Murin du Maghreb (*Myotis punicus*).

Fait à _____, le _____

Lu et approuvé,

Nom et signature du stagiaire

Cette présente charte est signée en deux exemplaires dont un sera remis au formateur

_____ (nom et prénom du formateur).

Ont participé à la rédaction de cette charte :

Muséum National d'Histoire Naturelle, Groupes Chiroptères Régionaux, Société française pour l'étude et la protection des mammifères (SFEPM), Office National des Forêts, Plan National d'actions Chiroptères



Suivi des chiroptères dans un site d'hibernation

Fiche protocole **1.12**

Objectif / résultats

Suivre l'évolution des effectifs et de la présence des espèces de chauves-souris d'un site d'hibernation

Époque de l'année

Un comptage entre mi-janvier et mi-février

Périodicité

1 comptage / an

Horaire

En journée

Conditions météorologiques

Pas de conditions météorologiques particulières à respecter.

Matériel

Lampe

Méthode

Lors des recensements, l'identification est réalisée de manière visuelle sans manipulations des chauves-souris en hibernation et en respectant les consignes de discrétion limitant au maximum le dérangement.

Au cours de ces visites, les cadavres sont récoltés afin d'évaluer éventuellement la mortalité mois après mois. Dans un deuxième temps, les cadavres pourront être utilisés pour différents types d'analyses : génétiques, toxicologiques, ostéologiques et autres.

Ces comptages devront être réalisés simultanément sur des sites proches (10 km) pour éviter les doubles comptages qui pourraient intervenir suite aux déplacements des chauves-souris consécutivement au dérangement provoqué par le chiroptérologue.

Paramètres du relevé

A chaque passage, seront notés :

- le nombre d'individus de chaque espèce
- la localisation précise des individus et des essaims sur un plan de la cavité
- les températures extérieures et les conditions météorologiques

Précautions

Aucune manipulation de chauves-souris ne doit être effectuée. La plus grande discrétion est exigée.

Recommandations à l'égard des chiroptères

En raison de la sensibilité particulière des Chiroptères en période d'hibernation, il faut impérativement appliquer les recommandations suivantes :

- Laisser l'organisme se refroidir avant de pénétrer dans le gîte potentiel : la chaleur humaine augmente la température interne du gîte. Cette augmentation de la température peut forcer les chiroptères au réveil.



- Effectuer une marche et des gestes lents et penser à repartir aussi calmement que l'on est arrivé.
- Ne pas éclairer directement les animaux et tamiser sa lumière au moyen d'un filtre, d'un chiffon, de la main ou de LED rouges.
- Utiliser des lampes qui ne chauffent pas (LED) pour éclairer les animaux en utilisant prioritairement des lampes avec fonction LED rouges lorsqu'il y'a une proximité immédiate avec les animaux.
- Ne pas parler fort, ni crier tout en évitant les chuchotements qui produisent de nombreux ultrasons.
- Ne pas toucher les Chiroptères.
- Ne jamais passer directement sous un essaim de chiroptères.
- Regarder où l'on marche pour éviter les craquements secs.
- Éviter de porter des vêtements imperméables dont le frottement émet beaucoup d'ultrasons.
- Ne pas rester trop longtemps à proximité des animaux en léthargie.
- S'astreindre à une seule visite par an sur un site d'hibernation

Évitez de se perdre

En l'absence de topographie disponible, se repérer sous terre nécessite de prendre régulièrement des points de repères (les plus caractéristiques possibles) et de se retourner fréquemment pour bien visualiser le trajet du retour.

Attention aux chutes

- En marchant : porter de bonnes chaussures et progresser précautionneusement.
- De hauteur : en cas de passages verticaux, prévoir une personne compétente pour équiper en corde.
- De pierres : porter un casque de spéléologie valide (datant de moins de cinq ans) et repérer les trémies qui pourraient être instables.

Fréquence pour un suivi

Afin de suivre l'évolution de la présence des espèces de chauves-souris et des effectifs d'un site d'hibernation, il est conseillé de procéder à un suivi régulier tous les ans.

Traitement des données et valorisation des résultats

Transmission à l'observatoire régional des mammifères

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Pointe de la Garde Guérin, Pointe du Meinga, Anse du Verger, Pointe du Nid, Pointe du Grouin, Fours à Chaux de Lormandière...

Bibliographie

Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.



Radiolocalisation de gîtes de chiroptères

Fiche protocole **1.13**

Objectif / résultats

Recherche de gîtes occupés par des chauves-souris par radiolocalisation.

Époque de l'année

Été.

Horaire

En soirée pour équiper un individu, en journée pour la recherche de gîte.

Périodicité

Une ou plusieurs soirées de captures et 3 journées de recherche du gîte.

Conditions météorologiques

Nuit avec des températures douces.

Matériel

Émetteur radio, matériel de radiotracking.

Méthode

La capture de chauves-souris à l'aide de filet (cf. fiche protocole « Recherche des chauves-souris en activité de chasse ») peut également être mise à profit pour la découverte d'arbres-gîtes et d'un bâtiment hébergeant une colonie de mise-bas.

Pour ce faire, on équipe une chauve-souris d'un émetteur radio afin de localiser le gîte qu'elle utilise en journée. Cet usage doit être réalisé dans des conditions particulières, la manipulation étant stressante pour l'animal et les moyens humains devant être assurés dans les jours suivants la pose. Il se justifie pour des espèces reconnues prioritaires, dont la reproduction est avérée, dont l'élevage d'un jeune est en cours. Plusieurs espèces justifient cette technique : le grand rhinolophe, le petit rhinolophe, le grand murin, le murin de Bechstein et le murin à oreilles échancrées. Cette liste peut être amenée à évoluer en fonction des plans d'action pour les chiroptères (PNA, PRA, Observatoire des mammifères de Bretagne). La localisation du gîte est alors très importante pour le préserver et engager des observations complémentaires.

Paramètres du relevé

Les informations suivantes seront relevées :

- la description du gîte, pour un arbre-gîte : de l'arbre et du type de cavité,
- la description de l'environnement,
- la description de l'usage qui en est fait par la ou les chauves-souris,
- la fréquence d'occupation.

Précautions

La technique utilisant un filet japonais et nécessitant la capture des chauves-souris est mise en œuvre par des personnes bénéficiant d'une autorisation préfectorale de capture temporaire de chauves-souris et appliquant le code de déontologie de la SFEPM (cf. fiche protocole « Recherche des chauves-souris en activité de chasse »).



Traitement des données et valorisation des résultats

L'ensemble de ce travail doit aboutir à la découverte de gîtes utilisés par les chauves-souris et la mise en place d'une protection stricte des gîtes.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Parc de la Higourdaïs (Epiniac, Broualan, La Boussac), Landes de Jaunouse (Murin de Bechstein)

Bibliographie

Mitchell-Jones A.J. & A. P. Mcleish, 2004 – Bat Workers' Manual. Joint Nature Conservation Committee. 134p.

Le Houedec A., 2007. *Les chauves-souris de la forêt de Saint-Aubin du Cormier* – Rapport 2006. Bretagne Vivante – ONF – Lycée Agricole de St Aubin du Cormier. 23p. + Annexes.

Simonnet F. (coord.), 2015. *Atlas des mammifères de Bretagne*. Groupe mammalogique Breton. Locus Solus, 304 p.



2.

Protocoles d'inventaire et de suivi de l'AVIFAUNE





Inventaire et suivi des populations d'oiseaux nicheurs par la méthode des Indices Ponctuels d'Abondance (IPA)

Fiche protocole **2.1**

Objectifs/Résultats

L'objectif de ce protocole est de réaliser un inventaire des espèces présentes sur un site, de mesurer l'abondance relative, de mesurer les évolutions des populations d'oiseaux nicheurs.

La méthode des Indices Ponctuels d'Abondance (IPA) permet notamment d'obtenir une bonne représentativité du cortège avifaunistique. Développée par Blondel (1975), celle-ci consiste en un échantillonnage ponctuel semi-quantitatif.

Ce protocole doit être réalisé sur des surfaces conséquentes pour obtenir un échantillon exploitable. On peut considérer que la superficie minimale de la zone d'étude doit être d'au moins 50 ha pour que le protocole soit adapté.

Époque de l'année

Au printemps, en période de reproduction.

Périodicité

2 à 3 passages dans l'année :

- Du 26 février au 31 mars (facultatif)
- Du 1 avril au 8 mai
- Du 9 mai au 15 juin

Il est recommandé d'effectuer les passages à 4 ou 6 semaines d'intervalle. Les passages seront effectués aux mêmes dates (à quelques jours près) d'une année à l'autre. Tous les points seront réalisés sur la même journée et dans le même ordre de passage.

Horaire

Chaque relevé sera effectué entre 1 et 4 heures après le lever du soleil (afin d'éviter le choris matinal). Idéalement, le relevé commence entre 6h00 et 7h00 du matin, et est terminé avant 10h30.

Conditions météorologiques

Eviter les matins de froid anormalement vif, de forte pluie, de vent ou de brouillard.

Matériel

Tenue de terrain, fiches de relevés, crayon à papier, jumelles, cartes (dont photographies aériennes), GPS

Méthode

Échantillonnage

La zone d'étude devra présenter au moins deux points d'écoute par grand type d'habitat (milieux aquatiques, landes, forêts, etc.). L'observateur positionnera les points en fonction des contraintes de chaque site, l'idéal étant d'éviter des temps de déplacement importants entre les points. Il est nécessaire de maintenir une distance minimum de 300m entre les points d'écoute.

Méthode d'inventaire



Le protocole consiste à se rendre sur des points fixes préalablement définis et à y dénombrer l'avifaune en restant stationnaire par tranches de 10 minutes. Le temps passé par point sera adapté et fixé au préalable pour chaque site. Pendant cette durée, l'observateur note tous les oiseaux qu'il entend ou voit, posés ou en vol.

L'observateur note également la distance qui le sépare des oiseaux contactés pour un même point d'écoute selon plusieurs catégories de distance :

- 0 – 25 m
- 25 – 100 m
- 100 – 200 m
- + 200 m
- En transit (oiseau en vol traversant la zone prospectée)

Ceci reste à réaliser de manière optionnelle, car il peut s'avérer difficile de noter à la fois les contacts et leur distance. Ces classes de distance sont plus faciles à relever sur une fiche de relevé avec un fond orthophoto, ce qui permet de faire apparaître des ronds de distance recoupés aux éléments du paysage (haies, arbre isolé...), même si c'est plus compliqué en contexte forestier.

On ne comptabilise que les contacts d'individus différents (il appartient à l'observateur de juger si deux contacts sont à attribuer au même individu ou à deux individus différents).

Les jumelles peuvent être utilisées pour identifier un oiseau détecté préalablement mais pas pour rechercher des oiseaux distants.

Paramètres du relevé

L'observateur doit prendre en note (voir modèle de fiche de relevé en annexe) :

- le nom de l'observateur,
- le numéro de point et le type d'habitat,
- le numéro de passage (1, 2, 3) sur le point,
- la date et l'heure de début de passage sur le point,
- les conditions météorologiques :

Couverture nuageuse	Pluie	Vent	Visibilité
0 – 33 % = 1	Absente = 1	Absent = 1	Bonne = 1
33 – 66 % = 2	Bruine = 2	Faible = 2	Modérée = 2
66 – 100 % = 3	Averse = 3	Moyen à fort = 3	Faible = 3

- le nombre d'individus contactés pour chaque espèce, avec les précisions nécessaires pour chaque individu contacté : chanteur, couple, transport de nourriture...
- la classe de distance pour chaque individu contacté

De plus, un relevé détaillé de l'habitat à l'aide de la fiche habitat (cf. annexe) est effectué autour de chaque point d'écoute dans un rayon de 100 mètres. On distingue, si cela est pertinent, l'habitat principal d'un habitat secondaire différent mais moins représenté. Cette description est réalisée tous les ans dans le cadre d'un suivi. Pour réactualiser le relevé habitat à partir de la deuxième année de suivi, l'observateur se sert du relevé initial qu'il recopie tel quel s'il n'y a pas de modifications, ou qu'il modifie si des changements sont notés.

Précautions

Il n'y a pas de risque important de dérangement de l'avifaune en réalisant ce suivi. Il faut juste veiller à ne pas mettre de points sur des sites de nidification d'espèces sensibles aux dérangements (Rapaces, Ardéidés...).

Fréquence pour un suivi

Une année d'inventaire permet d'obtenir une vue globale des populations présentes. Afin d'observer des tendances, cet inventaire pourra être actualisé tous les 5 à 10 ans suivant le caractère évolutif du site (site stable, en fermeture, nombreuses actions de gestion...).



Traitement des données et valorisation des résultats

Cette méthode ne permet pas d'effectuer un inventaire complètement exhaustif d'un site, mais elle permet d'avoir une bonne représentativité du cortège avifaunistique.

A la fin de la saison, l'observateur possède, pour chaque point échantillonné, les listes d'espèces et les effectifs relevés pendant les comptages successifs. Les résultats sont alors convertis en cotations.

On attribue les valeurs suivantes aux résultats :

- la valeur 1 pour un mâle chanteur, un couple observé, un nid occupé ou un groupe familial
- la valeur 0,5 pour un oiseau vu ou entendu par son cri.

Sur cette base, des IPA (Indice Ponctuel d'Abondance) peuvent être calculés :

IPA d'une espèce sur un point échantillonné = nombre de couples constatés / temps d'écoute

Pour chaque espèce, on obtient donc sur chaque point échantillonné deux ou trois IPA, correspondant aux deux ou trois passages effectués. De ces deux ou trois valeurs, on ne conserve ensuite que la valeur maximale. Il est alors possible d'exprimer l'abondance relative d'une espèce en calculant l'IPA moyen et son écart-type. L'IPA moyen d'une espèce est calculé en faisant la moyenne des IPA maximaux obtenus sur l'ensemble des points échantillonnés.

Diverses études ont démontré que l'abondance ainsi mesurée reste sensiblement proportionnelle à la densité (exprimée par exemple en couples / 10 ha) dans de nombreux cas de figure (NB : la comparaison directe en IPA d'espèces distinctes n'est pas possible du fait de la différence de détectabilité des espèces).

On pourra donc étudier la répartition et l'abondance des espèces par grand type d'habitat en analysant les points d'écoute correspondants.

On pourra également identifier pour chaque espèce la probabilité et le succès de reproduction (sur la base des critères retenus pour l'Atlas des oiseaux nicheurs : voir annexe correspondante) : nidification possible, probable ou certaine.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Vallée du Canut, Landes de Cojoux, Forêt de Corbière...

Bibliographie

Fiers V., 2004. *Guide pratique. Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité*. Réserves Naturelles de France. 263 p.

Gervaise S., 2010. *Etude ornithologique Vallée du Canut*. LPO Ille-et-Vilaine, 35 p.

GOB (coord.), 2012. *Atlas des oiseaux nicheurs de Bretagne*. Groupe ornithologique Breton, Bretagne Vivante-SEPNB, LPO 44, Groupe d'études ornithologiques des Côtes-d'Armor. Delachaux et Niestlé, 512 p.

MNHN, 2003. *Instructions pour le programme STOC-EPS*. 17 p.

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



Annexe 1 : modèle de fiche de relevé

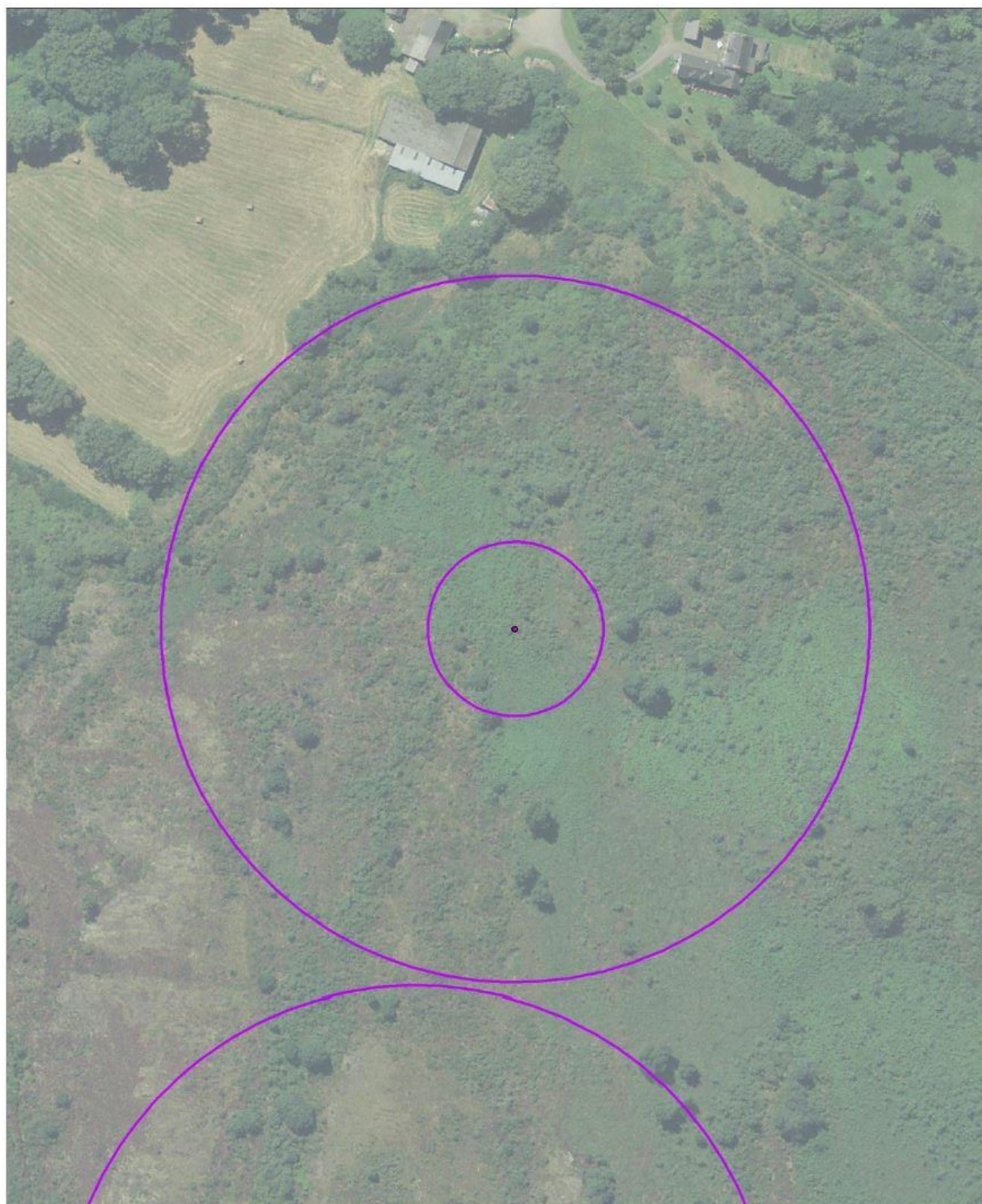
Dans la colonne « espèce » doivent figurer les codes des espèces tels qu'ils sont utilisés dans les banques de données du CRBPO, c'est-à-dire les trois premières lettres du nom du genre, suivies des trois premières lettres du nom de l'espèce, en latin. Pour les espèces plus rares ne figurant pas dans la liste, le principe de codage reste le même.

Il est demandé de noter, sur la dernière ligne de la fiche de relevé, le nombre d'oiseaux non identifiés (trop loin, observation trop furtive, chant inconnu...).

N° ENS	Nom ENS	N° Point	N° passage	Couverture nuageuse	Pluie	Vent	Visibilité	Observateur	Organisme	
Date	Heure début	Espèce	Effectif	Comportement	Sexe	Distance de contact				
						< 25m	25-100m	100m-200m	> 200 m	En transit (vol)
Non identifiée(s)										



FICHE RELEVÉ IPA - VALLEE DU CANUT - BRIANTAIS



N° point : 114-BR-1

Date :

Heure début :

Météo : entourer

Couv. nuageuse	Pluie	Visibilité	Vent
0 - 33%	Absente	Bonne	Absent
33 - 66%	Bruine	Moderée	Faible
66 - 100%	Averses	Faible	Moyen
			Fort

● Points IPA oiseaux des landes

□ Rayon IPA 100m oiseaux des landes

□ Rayon IPA 25m oiseaux des landes

0 7 14 m





Annexe 2 : modèle de fiche habitat

Une fiche spécifique pour la description de l'habitat est complétée chaque année pour chaque point d'écoute. Il s'agit de reporter les codes habitat en se référant aux catégories fournies, afin de décrire l'habitat situé dans un rayon de 100 mètres autour du point d'écoute, en séparant s'il y a lieu l'habitat principal d'un habitat secondaire différent mais moins représenté.

Pour l'habitat principal, on remplit la fiche en renseignant les deux premières colonnes (1 et 2), qui correspondent à une description générale du milieu. La colonne 1 se complète avec la lettre correspondant à la grande classe d'habitat telle que présentée dans les codes fournis (exemple : A, forêt). La colonne 2 se complète avec un chiffre issu de la première colonne de sous-catégories de chaque grande classe d'habitat (exemple : 1, feuillus pour une forêt). Les colonnes 3 et 4 sont facultatives, mais permettent de décrire plus précisément le milieu, et peuvent contenir une ou deux valeurs qui décrivent au mieux le milieu (il est par exemple important de noter la présence ou l'absence de haies en milieu agricole). La colonne 3 se complète avec les chiffres de la deuxième colonne de sous-catégories dans chaque grande classe d'habitat, la colonne 4 avec les chiffres de la troisième colonne.

Un exemple de pertinence de notation d'habitat secondaire : un observateur fait un relevé sur un point en forêt, entre deux parcelles, l'une plantée en feuillus, l'autre en conifères. On notera deux habitats (l'un A1, l'autre A2) et non pas un seul habitat (A3 : forêt mixte, qui s'applique quand il y a mélange des essences sur les mêmes parcelles).

Nom de l'observateur					Date			Département				
N° point	Habitat principal				Habitat secondaire							
	1	2	3	4	1	2	3	4				
1												
2												
3												
4												
5												
6												
7												
8												
9												
10												

LES CODES HABITAT

A. Forêt (arbres > 5m de hauteur)

- | | | |
|---------------------------|--------------------------------------|----------------------------|
| 1. Feuillus | 1. Semi-naturelle ou âges mélangés | 1. Chêne |
| 2. Conifères | 2. Plantation équienne | 2. Hêtre |
| 3. Mixte (>10% de chaque) | 3. Plantation non-équienne | 3. Érable |
| | 4. Plantation mûre (>10m de haut) | 4. Châtaignier |
| | 5. Jeune plantation (5-10m) | 5. Autre essence feuillue |
| | 6. Parc (arbres éparses et prairies) | 6. Sapin |
| | 7. Sous-bois dense | 7. Épicéa |
| | 8. Sous-bois modéré | 8. Pin |
| | 9. Sous-bois épars | 9. Mélèze |
| | 10. Bois mort présent | 10. Autre essence conifère |
| | 11. Bois mort absent | 11. Autre essence |



B. Buissons (ou jeune forêt < 5m de hauteur)

- | | | |
|--------------------------|---------------------------------|---------------------------|
| 1. Forêt de régénération | 1. Feuillus | 1. Surtout grands (3-5 m) |
| 2. Buissons calcicoles | 2. Conifères | 2. Surtout petits (1-3 m) |
| 3. Lande | 3. Mixte (10% de chaque) | 3. Sous-bois dense |
| 4. Jeune taillis | 4. Buissons feuillus de marais | 4. Sous-bois modéré |
| 5. Nouvelle plantation | 5. Buissons conifères de marais | 5. Sous-bois éparse |
| 6. Coupe « à blanc » | 6. Buissons mixtes de marais | 6. Fougères |
| 7. Autres | 7. Feuilles persistantes | 7. Pâturé |
| | 8. Garrigue | |
| | 9. Maquis | |

C. Pelouses, marais et landes

- | | | |
|----------------------------------|--|-------------------------|
| 1. Pelouse calcaire sèche | 1. Haies avec arbres | 1. Non pâturé |
| 2. Lande herbacée | 2. Haies sans arbres | 2. Pâturé |
| 3. Lande de bruyère | 3. Lignes d'arbres sans haies | 3. Foin |
| 4. Pelouse humide naturelle | 4. Autre limite de terrain (mur, fossé...) | 4. Beaucoup de fougères |
| 5. Autres pelouses sèches | 5. Groupe isolé de 1-10 arbres | |
| 6. Pelouse inondée/marais pâturé | 6. Pas de haie | |
| 7. Roselière | 7. Montagne | |
| 8. Autres marais ouverts | 8. Digue | |
| 9. Marais salants | | |
| 10. Tourbières | | |
| 11. Marais salé | | |

D. Milieux agricoles

- | | | |
|---------------------------------|--|-----------------------|
| 1. Prairie cultivée | 1. Haies avec arbres | 1. Non pâturé |
| 2. Prairie non cultivée | 2. Haies sans arbres | 2. Pâturé |
| 3. Mixité prairie / cultures | 3. Ligne d'arbres sans haies | 3. Céréales |
| 4. Grandes cultures | 4. Autre limite de terrain (mur, fossé...) | 4. Maïs |
| 5. Verger / vignes / maraîchage | 5. Groupe isolé de 1-10 arbres | 5. Tournesol |
| 6. Autres types de cultures | 6. Cour de ferme, basse-cour | 6. Colza |
| | 7. Pas de haie | 7. Cultures à racines |
| | | 8. Sol nu |
| | | 9. Autres cultures |
| | | 10. Rizières |

E. Milieux bâtis ou urbanisés

- | | | |
|---------------|---------------------------------------|--|
| 1. Urbain | 1. Bâtiments | 1. Industriel |
| 2. Sub-urbain | 2. Jardins | 2. Résidentiel |
| 3. Rural | 3. Parcs municipaux, zones de loisirs | 3. Beaucoup d'arbres |
| | 4. Traitement des eaux urbaines | 4. Peu d'arbres |
| | 5. Près d'une route (<50 m) | 5. Grande surface de jardins (>450 m²) |
| | 6. Près d'une voie ferrée (<50 m) | 6. Moyenne surface de jardins (100-450 m²) |
| | 7. Décharge d'ordures | 7. Faible surface de jardins (<100 m²) |
| | | 8. Beaucoup de buissons |
| | | 9. Peu de buissons |

F. Milieux aquatiques

- | | | |
|--------------------------------------|-------------------------------|--|
| 1. Mare (moins de 50m²) | 1. Non utilisé / non perturbé | 1. Eutrophe (eau verte) |
| 2. Petit étang (50-450m²) | 2. Sports nautiques | 2. Oligotrophe (eau claire, peu d'algues) |
| 3. Lac/réservoir (berges naturelles) | 3. Pêche à la ligne | 3. Dystrophe (eau noire) |
| 4. Réservoir (berges non naturelles) | 4. Activité industrielle | 4. Bigarré (eau claire, beaucoup d'algues) |
| 5. Carrière de gravier, de sable... | 5. Traitements d'eaux usées | 5. Courant faible / moyen |
| 6. Ruisseau (<3m de largeur) | 6. Autres dérangements | 6. Courant fort |
| 7. Rivière (3 à 10 m de largeur) | 7. Activité industrielle | 7. Dragué |
| 8. Fossé inondé (<2m de largeur) | 8. Petites îles | 8. Non dragué |
| 9. Petit canal (2 à 5 m de largeur) | | 9. Rives nues |
| 10. Grand canal (>5m de largeur) | | 10. Rives avec végétation |
| 11. Eaux saumâtres (salins, lagunes) | | 11. Rives avec falaise |
| 12. Fleuve / rivière large (>10m) | | |

**G. Rochers terrestres ou côtiers**

- | | | |
|----------------------------|--|---------------------------|
| 1. Falaise | 1. Montagne | 1. Roche nue |
| 2. Éboulis, pente rocheuse | 2. Pas en montagne | 2. Mousses, lichens... |
| 3. Pavement calcaire | 3. Bord de mer | 3. Graminées
présentes |
| 4. Autres sols rocheux | 4. Fort dérangement par l'homme (grimpeurs, promeneurs...) | 4. Buissons présents |
| 5. Carrière | | |
| 6. Mine / abîme / terril | | |
| 7. Grotte | | |
| 8. Dune | | |



Annexe 3 : codification des statuts de reproduction

Profil	Code Atlas	Valeurs des codes Atlas des oiseaux nicheurs
Nidification possible	2	Code à éviter (pas assez restrictif). Présence dans son habitat durant sa période de nidification.
	3	Mâle chanteur présent en période de nidification, cris nuptiaux ou tambourinage entendus, mâle vu en parade.
Nidification probable	4	Couple présent dans son habitat durant sa période de nidification.
	5	Comportement territorial (chant, querelles avec des voisins, etc.) observé sur un même territoire 2 journées différentes à 7 jours ou plus d'intervalle.
	6	Comportement nuptial: parades, copulation ou échange de nourriture entre adultes.
	7	Visite d'un site de nidification probable. Distinct d'un site de repos.
	8	Cri d'alarme ou tout autre comportement agité indiquant la présence d'un nid ou de jeunes aux alentours.
	9	Preuve physiologique: plaque incubatrice très vascularisée ou œuf présent dans l'oviducte. Observation sur un oiseau en main.
	10	Transport de matériel ou construction d'un nid; forage d'une cavité (pics).
Nidification certaine	11	Oiseau simulant une blessure ou détournant l'attention, tels les canards, gallinacés, oiseaux de rivage, etc.
	12	Nid vide ayant été utilisé ou coquilles d'œufs de la présente saison.
	13	Jeunes en duvet ou jeunes venant de quitter le nid et incapables de soutenir le vol sur de longues distances.
	14	Adulte gagnant, occupant ou quittant le site d'un nid; comportement révélateur d'un nid occupé dont le contenu ne peut être vérifié (trop haut ou dans une cavité).
	15	Adulte transportant un sac fécal.
	16	Adulte transportant de la nourriture pour les jeunes durant sa période de nidification.
	17	Coquilles d'œufs éclos.
	18	Nid vu avec un adulte couvant.
	19	Nid contenant des œufs ou des jeunes (vus ou entendus).
Nidification possible	30	Nidification possible
Nidification probable	40	Nidification probable
Nidification certaine	50	Nidification certaine



Inventaire et suivi des populations d'oiseaux nicheurs par la méthode Oiseaux Nicheurs Communs de Bretagne (ONCB)

Fiche protocole **2.2**

Objectifs/Résultats

Le protocole Oiseaux Nicheurs Communs de Bretagne (ONCB) est proposé dans le cadre de l'Observatoire Régional de l'Avifaune (ORA) et inspiré du Monitoring des Oiseaux Nicheurs Répandus (MONiR) mis en œuvre par les naturalistes suisses depuis 1999. Ce protocole permet de faire un recensement des oiseaux dits « communs », d'étudier leur répartition dans les différents types de milieux, et à plus long terme, d'étudier l'évolution des populations d'oiseaux.

Époque de l'année

Au printemps, en période de reproduction (d'avril à juin).

Périodicité

3 passages.

Les passages seront réalisés dans la première quinzaine des mois d'avril à juin. Idéalement, les passages seront prévus entre le 1 et le 10 du mois, ce qui laisse une possibilité de reporter à une date entre le 10 et 20 du mois en cas de météo défavorable ou d'imprévus.

Horaire

Le comptage commence au lever du soleil et se termine dans la mesure du possible avant 11h.

Conditions météorologiques

Privilégier les jours sans pluie, avec vent nul à faible et sans brouillard.

Matériel

Paire de jumelles, carnet de notes, plusieurs crayons résistants à l'eau (stylos à bille), une photographie aérienne de la zone pour noter les oiseaux, une deuxième de secours, les annexes du protocole (contenant les codes et symboles), et éventuellement un GPS (du téléphone).

Méthode

Définition d'un itinéraire de relevé

L'itinéraire de relevé doit être défini de façon à couvrir l'intégralité du site en laissant peu de secteurs à moins de 200 m de distance¹, idéalement à une distance de 100 m dans des habitats denses (forêts) ou derrière une barrière physique et visuelle. Il n'est pas obligatoire de couvrir 100 % du territoire mais la portion de territoire couverte par cette méthode doit représenter a minima 60% de la zone. Si une partie n'est pas couverte (accès impossible, secteur trop bruyant,...) et qu'elle ne pourra pas l'être ultérieurement, elle sera retirée des analyses.

Pour une superficie théorique d'un site de 100ha (1 km²), la longueur du parcours retenu devra faire entre 3 et 6 km (distances calculées pour couvrir la zone et réaliser le protocole dans le temps imparti), selon le type d'habitat. Cette distance sera fonction de la superficie du site, du contexte local et de l'accessibilité des chemins.

¹ Cette distance est utilisée pour s'assurer que l'ensemble du territoire est couvert. Bien entendu, l'ensemble des inventaires ne se feront pas sur une distance de 200m de part et d'autre du chemin, ce qui peut être relativement difficile pour certaines espèces.



Une fois un parcours théorique établi, une visite sur le terrain permettra d'en valider sa faisabilité.

Déroulement de l'inventaire

Le parcours se fera à vitesse constante d'environ 1 à 2 km/h. Si l'on peut s'arrêter quelques instants pour entendre un chant, ou pour mieux localiser celui-ci, ou encore pour noter ses observations, il ne s'agit pas de faire des points d'écoute prolongés, cela fausserait les résultats.

Tous les oiseaux des espèces ci-dessous seront recensés:

- Tous les passériformes (passereaux, corvidés, pie-grièche, hirondelles...)
- Colombiformes (pigeons et tourterelles)
- Galliformes (Perdrix, Faisans)
- Piciformes (pics)
- Coraciiformes (Martin-pêcheur)

Les oiseaux dépendant de milieux caractéristiques (étangs, marais, plages, rochers littoraux... tels que les anatidés (oies et canards), les laridés (mouettes et goélands), les limicoles, sternidés (sternes)...) ne constituent pas des espèces cibles car sont normalement recensés d'autres manières. Les rapaces peuvent être notés mais leur aire vitale est souvent supérieure à la surface de prospection, ce qui rend difficile l'application de cette méthode.

Paramètres du relevé

Lors de chacun des trois passages, les observations seront notées sur une cartographie avec photo aérienne (un nouveau fond cartographique vierge de notations est utilisé pour chaque passage), sur laquelle l'itinéraire de relevé aura été tracé.

La date de passage et les détails de contexte éventuels seront notés sur chaque feuille de relevé.

Les observations seront notées selon une codification spécifique présentée en annexe. Le code consiste en une notation abrégée du nom des espèces (3 ou 4 lettres) et d'un code pour indiquer le type de contact et une série d'information déjà codée. Cette méthode est recommandée car elle couvre normalement toute une série de cas qui permettent a posteriori d'établir des indices de nidification.

Précautions

Eviter tout dérangement inutile. Il est interdit d'utiliser une repasse ou toute autre méthode pour attirer les oiseaux.

Fréquence pour un suivi

Afin d'observer des tendances, cet inventaire pourra être actualisé tous les 5 à 10 ans.

Traitement des données et valorisation des résultats

La saisie sera à effectuer en utilisant une version simplifiée du logiciel libre QGIS 3.4. La saisie devra comporter le parcours et toutes les observations effectuées lors des trois passages.

L'ensemble de ces éléments pourra être transmis à l'ORA (Benjamin CALLARD : ora@bretagne-vivante.org). Dans ce cas, après vérification par l'ORA, un nouveau fichier sera renvoyé à l'observateur permettant de visualiser séparément sous QGIS, la cartographie des contacts de chaque espèce d'oiseau. L'observateur devra alors, dans certains cas, regrouper les deux ou trois observations qui concernent un territoire occupé par un même oiseau/couple. Le fichier ainsi modifié sera ensuite renvoyé à l'ORA.

Au final, l'ORA transmettra le bilan de l'inventaire de la maille étudiée. Il s'agit d'un tableau avec une estimation du nombre de territoires occupés pour chaque espèce d'oiseau. L'estimation de la composition de l'avifaune se présente donc non seulement en terme d'espèces les plus ou les moins fréquentes, mais aussi en terme de densité (nombre de territoires pour 10ha). Une cartographie pour la répartition de chaque espèce d'oiseau sur la zone étudiée pourra aussi être communiquée.

Une réalisation de ce protocole à intervalle régulier permet donc d'étudier l'évolution des populations d'oiseaux. Il peut aussi fournir un bon outil d'évaluation des pratiques de gestion.



ENS où le protocole a déjà été réalisé

Marais de Gannel del

Bibliographie

Callard B. & Jean D., 2019. *Oiseaux Nicheurs Communs de Bretagne – Protocole*. RNN de Séné. 9 p.

GOB (coord.), 2012. *Atlas des oiseaux nicheurs de Bretagne*. Groupe ornithologique Breton, Bretagne Vivante-SEPNB, LPO 44, Groupe d'études ornithologiques des Côtes-d'Armor. Delachaux et Niestlé, 512 p.

Annexe

Exemple de codification des observations

Code	Signification	Remarque
PDA	P inson D es A rbres	
<u>PDA</u>	Mâle	
<u>PDA</u>	Femelle	
<u>PDA</u>	Mâle + Femelle	
PDA ^{Juv}	Juvénile	
PDA ⁺	Chanteur	Le + indique le site exact de chant
PDA ⁺ ≠ PDA ⁺	Deux chanteurs différents	
PDA ⁺ = PDA ⁺	Même chanteur à deux endroits	
PDA ⁺ ≈ PDA ⁺	Même chanteur probable à deux endroits	
PDA ^{<}	Cri	
PDA ^Z	Alarme	
PDA [°]	Observé visuellement	Le ° indique le site exact d'observation
PDA ⁺ × PDA ⁺	Agression intraspécifique	
(PDA)	Nid occupé – Nourrissage au nid	
(PDA ⁺)	Localisation chanteur imprécise	
PDA [°] →	Déplacement de l'oiseau dans le sens de la flèche	



Suivi des populations d'oiseaux nicheurs par la méthode STOC Capture GESTION

Fiche protocole **2.3**

Objectifs/Résultats

Le protocole STOC Capture s'inscrit dans le cadre d'un programme national visant à documenter et à quantifier sur le long terme les processus démographiques sous-tendant les variations d'abondance relative des passereaux communs. Il s'agit d'un suivi par capture-recapture initié en 1989 et standardisé au niveau mondial.

Le principe du STOC Capture est de réaliser le suivi d'une communauté d'oiseaux sur un site donné dans le temps, en maintenant un effort de capture constant d'une année sur l'autre. La méthode de capture permet principalement un suivi des oiseaux des strates buissonnantes.

Les objectifs du STOC Capture sont de documenter sur le long-terme le fonctionnement démographique des populations d'oiseaux communs, et l'influence des variations climatiques et d'habitat. Il permet de caractériser globalement le fonctionnement d'un ensemble d'espèces d'oiseaux en période de reproduction sur un site.

Il existe deux variantes au protocole STOC Capture :

- Le protocole STOC ROZO, appliqué lorsqu'une station STOC Capture a pour cible le suivi d'une communauté d'oiseaux paludicoles. La disposition des filets est spécifique pour ce protocole. Le reste du protocole est identique au protocole STOC Capture ;
- Le protocole STOC GESTION, appliqué lorsque l'objectif d'une station STOC Capture est de suivre et d'évaluer l'impact d'une action de gestion à venir (par exemple une modification importante de l'habitat). Ce protocole de suivi permet également d'obtenir des informations sur l'impact à court et moyen terme de l'action de gestion sur le fonctionnement local de la communauté d'oiseaux ciblée. Ces éléments seront directement utiles pour évaluer et/ou orienter la gestion du site à l'échelle locale. Le protocole appliqué est le même que STOC Capture, seul le remplissage des données diffère (voir ci-après).

La variante STOC Gestion sera traitée ici.

Époque de l'année

La plage temporelle s'étalera entre début mai et mi-juillet. Les dates de ces sessions seront les mêmes d'une année sur l'autre (à une semaine près).

Lorsque le bagueur démarre un STOC Capture GESTION, il choisit la plage temporelle (mois et fréquence des captures) qu'il s'engage à suivre sur la durée, et se tient à cette plage temporelle d'une année sur l'autre.

Périodicité

Un minimum de **trois sessions** de capture entre début mai et mi-juillet est obligatoire.

En cas de grande disponibilité des bagueurs et aide-bagueurs, il est possible **d'ajouter 1 à 5 sessions**. Dans ce cas, ces sessions supplémentaires doivent être décidées dès le démarrage d'une station STOC, et poursuivies à l'identique sur toute la durée du suivi de la station (même nombre, mêmes dates à une semaine près). En cas de révision du nombre de sessions de capture annuelle au cours du suivi, cela conduira à la clôture de la station STOC initiale et à la création d'une nouvelle station STOC (même si il s'agit du même site). En fonction de l'objectif recherché, les sessions supplémentaires seront programmées à différentes périodes :

- afin de mieux documenter l'indice annuel de productivité, il est possible d'ajouter 1-3 sessions supplémentaires au mois de juillet ;
- afin de maximiser le taux de capture des adultes reproducteurs, il est possible de faire une session de capture supplémentaire au cours de la première quinzaine de mai et/ou entre mi-mai et fin juin.



De plus, des passages doivent être effectués chaque année pour l'entretien des emplacements de filets (travées). Ces interventions devront se faire avant la mi-avril de chaque année, afin de ne pas perturber l'installation et la reproduction des oiseaux.

Horaire

La session de capture commencera à l'aube et se termine dans la mesure du possible avant 11h, 12h au plus tard.

Pour bénéficier au maximum de la période d'activité intense matinale, les filets seront de préférence montés la veille et déroulés à la pointe de l'aube.

Il est possible d'étendre la session de capture, et de commencer la veille en fin d'après-midi ou bien de continuer à capturer toute la journée. Cependant, une fois que le protocole est commencé, il faut absolument s'y tenir pour chaque session, chaque année.

Conditions météorologiques

Privilégier les jours sans pluie, avec vent nul à faible et sans brouillard.

Quand le mauvais temps (pluie, vent, froid) perturbe fortement une session de capture, il est préférable d'arrêter les captures, et annuler cette session. Ces données seront saisies comme « THEME SESSION : HORS THEME ». On recommencera alors cette session de capture dès que possible, idéalement dans un délai d'une semaine.

Matériel

Filets de 12 m de long sur 3 m de hauteur à mailles de 16 mm, tenue de terrain, fiches de relevés, crayon à papier, sacs en tissus, balance, régle à butée (de préférence en métal), règle (de préférence en métal), anneaux de baguage de diamètre adapté aux espèces ciblées, pinces de baguage, guide d'oiseaux.

Méthode

Le protocole appliqué dans le cadre d'un STOC Gestion est le même que pour un STOC Capture. Seul le remplissage de la colonne 'GESTION' (avec le mot 'GESTION') dans la base de données diffère (voir ci-après).

Création d'une station STOC GESTION

Les stations STOC existantes ne peuvent pas être converties en STOC GESTION. En effet, cela pourrait induire un biais dans la documentation des tendances démographiques sur le long-terme et à l'échelle nationale (la référence démographique nationale). La solution est de créer localement une nouvelle station STOC, qui sera celle sur laquelle sera mise en œuvre l'action de gestion. Et la station STOC historique restera inchangée, et servira de référence pour la comparaison AVEC/SANS action de gestion. Deux plans de suivi sont envisageables :

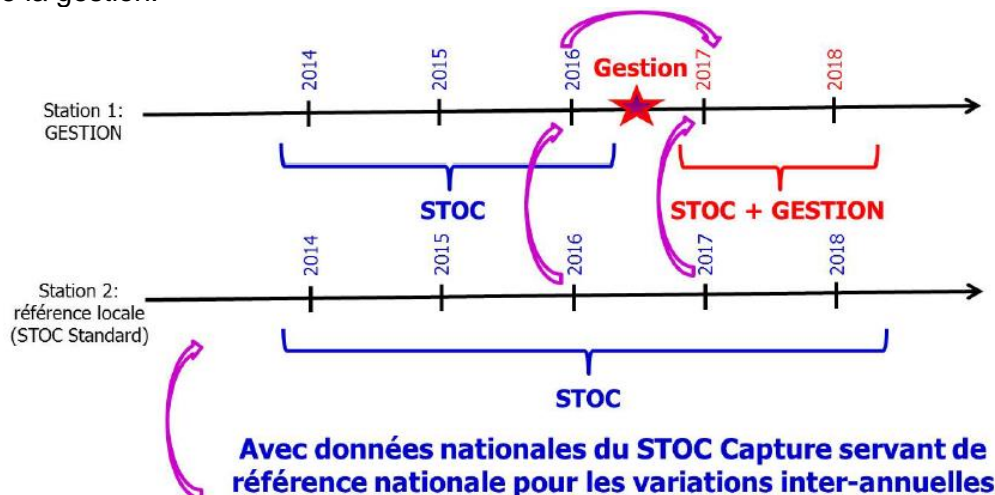
- **Le plus simple : un suivi de l'impact par comparaison AVANT / APRES l'action de gestion.** Dans ce cas, toutes les données qui seront collectées AVANT l'action de gestion seront intégrées dans la base de données nationale et contribueront au STOC Capture standard. Il est conseillé d'effectuer au moins deux ans de suivi avant d'effectuer l'action de gestion. Puis, toutes les données qui seront collectées APRES l'action de gestion (cf. figure ci-dessous) devront être transmises en remplissant la colonne 'GESTION' avec le mot 'GESTION'. Le champ « THEME SESSION » reste 'STOC' tout le long du suivi. Elles ne seront alors plus utilisées pour les analyses à l'échelle nationale, mais localement, elles permettront potentiellement d'identifier l'impact à court et moyen terme de l'action de gestion sur le fonctionnement local de la communauté d'oiseaux ciblée. L'utilisation du protocole STOC Capture permettra aux acteurs locaux en charge de la gestion d'utiliser les statistiques nationales du STOC Capture pour distinguer l'effet local de l'action de gestion des variations interannuelles ayant cours à plus large échelle spatiale. En effet, dans les comparaisons AVANT/APRES, il est important de pouvoir identifier avec certitude si le changement de fonctionnement démographique est bien dû à l'action de gestion, ou s'il pourrait en fait être un artefact, et résulter de changements démographiques concomitants à large échelle n'ayant rien à



voir avec l'action de gestion (par exemple, une année sèche pourrait confondre l'effet d'une ouverture d'habitat).



- **L'idéal : combiner les avantages de la comparaison AVANT/APRES** (cf. précédemment) **et de la comparaison AVEC/SANS action de gestion**. Dans ce cas, le principe est de créer deux stations STOC Capture, proches l'une de l'autre, ciblées sur le même habitat. L'action de gestion n'est mise en œuvre que sur l'une des deux. Cette station servira à documenter l'impact de l'action de gestion, alors que l'autre station servira de référence locale pour prendre en compte d'éventuelles variations interannuelles qui pourraient confondre l'effet de l'action de gestion. L'utilisation d'une station de référence locale pour les variations interannuelles, plutôt que de reposer entièrement sur la base de données nationale du STOC Capture standard pour obtenir les variations interannuelles de référence, est l'approche qui maximise les chances de détecter un effet de la gestion.



Justification de l'intérêt et du besoin de mettre en place une station STOC GESTION :

Lors de la demande de création d'une station STOC Capture dans le but d'évaluer une action de gestion à venir, les éléments suivants devront être indiqués au CRBPO (Centre de Recherche sur la Biologie des Populations d'Oiseaux) :

- Le plan de suivi que vous mettrez en œuvre : AVANT/APRES (donc une seule station) et/ou AVEC/SANS (donc deux stations, une étant éventuellement une station déjà existante);
- Le cadre institutionnel dans lequel sera effectuée l'action de gestion (par exemple : plan de gestion d'un site), en indiquant qui est l'instigateur de l'action de gestion prévue. Seuls les projets de STOC GESTION ayant lieu dans le cadre d'un programme de gestion officiel et planifié seront acceptés;
- La nature et l'année prévue pour la mise en œuvre de l'action de gestion. En l'occurrence, si l'action de gestion n'est finalement jamais mise en œuvre, la station restera par défaut une station de STOC Capture standard. Il n'y aura rien de particulier à déclarer puisque toutes les données auront déjà été transmises comme « STOC », en laissant la colonne 'GESTION' vide.

Choix de la station de suivi

Le STOC Capture GESTION nécessite un effort de travail important. Le choix de la station de suivi doit donc tenir compte de **l'accessibilité et de l'attrait du site pour les participants**, afin que la mise en œuvre du STOC reste tenable et puisse être assurée sur le long-terme.



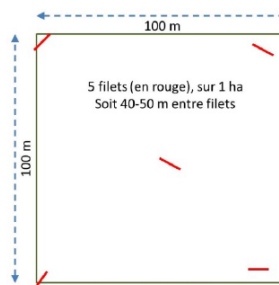
La station doit également se situer dans un **habitat si possible homogène**, mais pas nécessairement isolé. Ainsi, on évitera de distribuer les filets sur une mosaïque d'habitats. Si un suivi de deux habitats d'intérêt sur un même site est souhaité, avec des cortèges d'espèces distincts (par exemple une roselière et une lande), deux stations STOC différentes doivent être créées.

Dans le cadre du STOC Gestion, **les habitats concernés feront l'objet d'actions de gestion ou de conservation planifiées** dans le plan de gestion. En revanche, une station STOC Capture doit privilégier un habitat présumé stable.

La **forme de la station sera, si possible, proche d'une forme circulaire ou carrée**, en tout cas ni allongée ni fragmentée en plusieurs petits noyaux, afin de limiter les effets de bordure et de minimiser le rapport entre périphérie et surface de la station d'étude. La forme de la station pourra cependant être linéaire si l'habitat ciblé est intrinsèquement linéaire (par exemple : une ripisylve, un corridor). Dans ce cas, on s'assurera de bien couvrir en terme d'effort de capture la portion d'habitat linéaire à suivre.

Répartition spatiale des filets

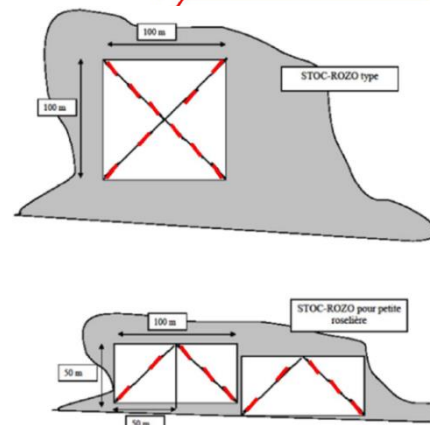
La répartition spatiale des filets devra être homogène avec une densité recommandée de **5 filets par hectare** (cf. figure ci-après : par exemple, pour un carré d'1 ha, soit 100 m de côté, idéalement cela revient à 1 filet au centre et 1 à chaque angle, ce qui fait ~ 50m entre filets). Les filets seront donc placés à l'unité, et non pas en lignes de plusieurs filets. Il n'y a pas de taille minimale ni maximale pour une station STOC. La taille sera choisie en fonction de la surface disponible d'habitat ciblé et des contraintes logistiques locales.



Emplacement des filets spécifique à la méthode STOC ROZO :

Lorsqu'une station STOC Capture aura pour cible le suivi d'une communauté d'oiseaux paludicoles (essentiellement roselières), il est alors demandé d'appliquer le protocole STOC ROZO.

Le protocole STOC ROZO, réalisé dans une zone humide (roselière, marais avec végétation haute), nécessite de suivre un plan d'implantation des filets spécifique. Il s'agira de positionner 6 filets sur une diagonale, et 4 filets sur l'autre diagonale pour faciliter la comparaison de données brutes entre sites (cf. schéma ci-contre). Le reste du protocole est identique à STOC Capture.



L'emplacement et le nombre des filets devront être les mêmes à chaque session de capture, chaque année. Le nombre total de filets

est à déterminer en fonction du nombre de bagueurs et aide-bagueurs prévus. Le nombre de filets que peut raisonnablement gérer un bagueur est généralement entre 10 et 15, suivant la densité des oiseaux dans le milieu choisi, et la capacité du bagueur à faire face à un grand nombre de captures. Les emplacements de filets seront numérotés, et le numéro de chaque emplacement restera identique sur toute la durée du suivi. En cas de révision du nombre de filets au cours du suivi, cela conduira à la clôture de la station STOC initiale et à la création d'une nouvelle station STOC (même si il s'agit du même site).

Mise en œuvre

L'intervalle entre deux visites aux filets doit être impérativement de l'ordre de la demi-heure. A défaut, le risque de mortalité est accru, et ne respecte plus le cadre éthique de la pratique du baguage. La rosée matinale ou le soleil de midi, affaiblissent très rapidement les oiseaux pris dans les filets. Et pendant la période d'élevage des jeunes, la cadence de nourrissage est particulièrement élevée, et les parents doivent être immobilisés le minimum de temps.

Le baguage et la prise de données sont effectués à proximité immédiate du filet où a été capturé l'oiseau, qui est relâché sur place, et au plus vite. En période de reproduction, les adultes défendent des territoires, sur lesquels ils collectent la nourriture pour leurs poussins. Nous ne pouvons pas nous permettre de déplacer les adultes sur les territoires voisins, ce qui induirait des interactions agonistiques non-souhaitables, ni de déplacer des jeunes volants, ce qui accroîtrait le risque qu'ils ne retrouvent pas leurs parents.

TOUS les contrôles seront notés, y compris les recaptures intra-journalières. La seule exception est lorsque l'oiseau libéré se reprend immédiatement dans le filet. Ces données de recaptures intra-journalières sont utiles pour prendre en compte l'hétérogénéité de probabilité de capture entre individus



lors des analyses. Lors de ces recaptures intra-journalières, l'**espèce**, le **sexe** et l'**âge** doivent être ré-identifiés, **indépendamment** de ce qui a été noté lors de la capture précédente. On notera systématiquement l'**heure de capture** (à 5 minutes près) et le **numéro du filet** pour chaque capture et recapture.

Paramètres du relevé

Champs à renseigner pour chaque capture et/ou recapture

Les informations seront relevées à l'aide de la fiche de relevé présentée en annexe.

Se référer à la Section 2 du *Guide de saisie des données issues du baguage d'oiseaux* (<https://crbpo.mnhn.fr/spip.php?article23>) pour consulter la codification à adopter pour les champs obligatoires et facultatifs à renseigner pour toute donnée.

Les variables suivantes seront obligatoirement relevées (se reporter au guide pour la liste exhaustive) :

- THEME SESSION : STOC (ou STOC ROZO)
- ID_PROG : XXX : numéro de station fourni par le CRBPO
- LIEUDIT : Station STOC n°XXX (XXX = numéro de station, identique à ID_PROG)
- BAGUEUR : le bagueur référent de la station (qui n'est pas forcément le bagueur qui a effectué le marquage et les mesures)
- Informations pour chaque capture et/ou recapture physique :
 - o BAGUE : Numéro de bague
 - o ACTION : Action de baguage, de contrôle ou de reprise
 - o ESPECE : Code l'espèce baguée
 - o DATE : Date de baguage
 - o HEURE de baguage de l'oiseau
 - o SEXE : Sexe de l'oiseau
 - o CS : critère d'identification du sexe
 - o AGE : Age de l'oiseau, critères en main
 - o CA : critère d'âge
 - o GE : Type de piège
 - o NF : numéro de l'emplacement du filet
 - o MU : état de mue
- Pression de capture :
 - o DS : durée de la session de capture
 - o FS : longueur totale de filets (en mètres)
 - o HS : heure de début de la session de capture
- ES : Etat de santé. Saisie obligatoire des cas de morbidité (blessure, affaiblissement, etc.) et mortalité au cours des opérations de capture, y compris pour les oiseaux non-bagués (cf. instructions en ligne : <https://crbpo.mnhn.fr/spip.php?article479>).

Champs à remplir pour la transmission des données de station STOC GESTION :

- Toutes les années avant l'action de gestion : GESTION = (laisser vide)
- Toutes les années après l'action de gestion : GESTION = GESTION

Les informations suivantes sont à renseigner de manière facultative (le cas échéant, ou lorsque le temps le permet) :

- Mesures biométriques pour chaque capture et/ou recapture physique, chaque fois que cela est possible tant que cela ne compromet pas la sécurité des oiseaux (temps maximal de 30 min entre deux visites par filet) :
 - o LP : longueur d'aile pliée
 - o LT : longueur du tarse (systématique depuis 2017)
 - o MA : masse
 - o AD : adiposité
 - o PC : présence/absence de protubérance cloacale
 - o PI : présence/absence de plaque incubatrice
- Personnes ayant effectué les mesures biométriques et le baguage :
 - o BG: Bagueur Vrai, c'est-à-dire le bagueur ayant fait les mesures biométriques;



- SG : nom du stagiaire (aide-bagueur) qui a été effectué le marquage et les mesures.

Précisions pour l'identification de certains critères

Identification de l'âge

L'âge sera déterminé le plus précisément possible à l'aide des critères existants et validés. La précision minimale à atteindre pour l'âge est l'identification des individus de 1ère année (1A) et des individus adultes (+1A). Pour les espèces où cette précision ne peut pas être atteinte, on notera les individus d'âge inconnu comme volants (VOL). En cas de doute, il est préférable de prendre le risque de se tromper, plutôt que de rester dans l'indécision (quand l'âge n'est pas déterminé sur le terrain, l'individu est de fait écarté des analyses). Il existe pour beaucoup d'espèces des critères permettant de distinguer parmi les individus +1A, les individus de 2ème année (2A) de ceux plus âgés (+2A). Cette distinction est importante car cela donne une indication sur la dynamique locale de recrutement des nicheurs. Comme pour la distinction entre jeunes de l'année vs. adultes, prenez le risque de vous tromper, sachant que pour toutes les catégories d'âge vous pouvez archiver votre degré de certitude de l'identification de l'âge en utilisant les codes adaptés, contenant un point d'interrogation (2A?, +2?). L'âge doit être ré-identifié en aveugle pour chaque recapture, sans regarder les mesures antérieures et sans corriger a posteriori les données au moment de la saisie. Ces identifications multiples et indépendantes sont la seule manière de quantifier la robustesse des critères d'identification.

Rappel des critères permettant de distinguer un PUL d'un 1A :

- PUL = Oiseau né au cours de l'année civile, capturé au nid, ou hors du nid mais dont la croissance des plumes de vol n'est pas terminée (restes de fourreaux encore présents à la base des rémiges primaires).
- 1A = Oiseau né au cours de l'année civile et dont la croissance des plumes de vol (rémiges primaires) est terminée.

Identification du sexe

Pour chaque adulte capturé (et également pour les jeunes lorsque cela est possible), on identifiera le sexe (mâle ou femelle) à l'aide des critères existants et validés. On notera le critère utilisé, en retenant celui le plus convainquant possible. Ce critère peut varier d'une espèce à l'autre, allant de la présence/absence de plaque incubatrice (PI) ou protubérance cloacale (PC), la présence d'un œuf visible à travers la peau du ventre (OE), au dimorphisme de couleur (DC) de comportement (par exemple, l'oiseau chante, c'est un mâle; CP) ou de taille (DT). Le sexe doit être ré-identifié en aveugle pour chaque recapture, sans regarder les mesures antérieures et sans corriger a posteriori les données au moment de la saisie. Ces identifications multiples et indépendantes sont la seule manière de quantifier la robustesse des critères d'identification.

Prise de mesures biométriques

Dans la mesure où l'intervalle entre deux visites ne dépasse pas 1/2 heure, on prendra les mesures biométriques de masse, de longueur d'aile et de longueur du tarse, y compris pour les recaptures inter-journalières. Ces prises de mesures biométriques sont facultatives, mais très utiles - et utilisées - donc à noter dès que possible.

Transmission des données au CRBPO

Les données sont informatisées pour la transmission au CRBPO.

Les consignes répertoriées ici : <http://www.mnhn.fr/mnhn/meo/crbpo/index.html> sont à suivre. Les données doivent être saisies dès que possible, pour faciliter la correction éventuelle d'erreurs de notation sur le terrain. Les données annuelles doivent être transmises au plus tôt après la dernière session de capture, et avant le **15 octobre** (afin que les allocontrôles en période de migration postnuptiale puissent être renseignés immédiatement).

Précautions

La repasse est interdite.

L'intervalle de 30 minutes entre deux visites aux filets est à respecter impérativement.



Fréquence pour un suivi

Le protocole sera répété chaque année. La durée minimale de suivi est de **2 ans**. Il n'y a pas de durée maximale préconisée. Pour l'utilisation dans des analyses, c'est le fonctionnement à l'identique deux années consécutives qui est important. Chaque année supplémentaire est un point de plus. Cependant, après une interruption, il faut deux années de suivi pour apporter un point supplémentaire au bilan national. Plus une station sera suivie sur la durée, plus elle prendra d'intérêt pour des analyses à l'échelle locale (en plus de sa contribution au suivi national sur le long-terme).

Traitement des données et valorisation des résultats

Le grand avantage de ce protocole, par son plan de suivi et sa forte standardisation de l'effort et des procédures de capture, est qu'il assure la collecte de données pouvant répondre à de nombreux objectifs sur le long-terme, en fonction des priorités scientifiques ou de conservation du moment. Le protocole du STOC Capture suit un plan de suivi particulièrement robuste (dit *Robust Design*), qui permet de documenter un maximum des processus démographiques régissant la population locale étudiée. Les processus populationnels qui peuvent être documentés avec ce protocole sont :

- la survie locale (Julliard 2004, Johnston et al. 2016),
- le recrutement (local et par immigration; Julliard 2004),
- les effectifs locaux annuels (Clavel et al. 2008), et leurs variations inter-annuelles (Julliard et al. 2001),
- l'indice de productivité, défini comme le pourcentage de jeunes (1A et PUL) parmi les individus d'âge connu capturés au cours d'un printemps (Julliard et al. 2004, Eglington et al. 2015), et la phénologie de reproduction (Moussus et al. 2011) se déterminent à partir de l'âge-ratio,
- la structure en âge de la population d'oiseaux adultes, pour les espèces où l'on distingue les nouvelles recrues (2A) des autres adultes (+2A),
- la sexe-ratio adulte (Amrhein et al. 2012),
- la taille et la condition corporelle des individus, si les relevés biométriques sont effectués de manière systématique (Dubos et al. 2018, 2019),
- la phénologie de la mue, qui suit rapidement après la reproduction ; cela permettra de comprendre comment ces deux phases critiques du cycle de vie annuel des passereaux s'articulent,
- le pourcentage d'individus émigrant temporairement de la population,
- le pourcentage d'individus en transit dans la population (par exemple migrants tardifs, ou individus non-cantonnés; Clavel et al. 2008).

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Marais de Gannedel, Vallée du Canut, Anse du Guesclin

Bibliographie

- CNRS & MNHN, 2019. *Protocole Suivi Temporel des Oiseaux Communs par Capture : STOC Capture*, version 3.7. UMR 7204 – Centre d'écologie et des sciences de la conservation, Centre de recherches sur la biologie des Populations d'oiseaux. 12 p.
- Centre de Recherches sur la Biologie des Populations d'Oiseaux, 2019. *Guide de saisie des données issues du baguage d'oiseaux*, version 5. 65 p. <https://crbpo.mnhn.fr/spip.php?article23>
- GOB (coord.), 2012. *Atlas des oiseaux nicheurs de Bretagne*. Groupe ornithologique Breton, Bretagne Vivante-SEPNB, LPO 44, Groupe d'études ornithologiques des Côtes-d'Armor. Delachaux et Niestlé, 512 p.

Annexe : fiche de relevé

[illegible]



Inventaire et suivi des populations de rapaces nocturnes

Fiche protocole **2.4**

Objectifs/Résultats

Réaliser un recensement des rapaces nocturnes (Strigidés et Tytonidés) présents sur un site et estimer leurs effectifs.

Ce protocole est adapté du protocole national « Enquête rapaces nocturnes » (LPO).

Époque de l'année

Au printemps, entre février et juin.

Périodicité

Le premier passage devra s'effectuer entre le 15 février et le 15 mars. Il concerne les espèces précoces.

Le second passage sera à réaliser entre le 15 mai et le 15 juin.

Bien que les dates de prospection soient à respecter, ces dernières peuvent être sensiblement ajustées en démarrant plus prématurément en cas de températures assez clémentes (on fixe une température minimale de 5°C).

Horaire

Les prospections nocturnes devront débuter au plus tôt 30 minutes/1 heure après le coucher du soleil et ne devront pas excéder minuit en heure d'hiver (pour le 1^{er} passage) et 1h00 en heure d'été (pour le 2nd passage).

Conditions météorologiques

Les conditions météorologiques favorables sont les suivantes :

- Absence de pluie (s'il pleut lors du relevé, stopper le recensement),
- Vent faible à nul,
- En dehors des périodes de gel (5°C en plaine).

Matériel

Tenue de terrain, fiches de relevés, crayon à papier, jumelles, cartes, GPS, lampe.

Méthode

Lors de ce recensement nocturne, deux méthodes seront combinées et utilisées simultanément sur chaque point d'écoute : l'écoute passive complétée par la méthode de la repasse.

Points d'écoute

L'observateur positionnera les points d'écoute en fonction des contraintes de la zone d'étude, des grands types d'habitat qu'il présente et de façon à réaliser un inventaire le plus exhaustif possible. Il est nécessaire de maintenir une distance minimum de 500m entre les points d'écoute. Ces derniers seront cartographiés et fixés définitivement pour une réutilisation dans le cadre de suivis réguliers.

Bandes sonores pour la repasse

L'utilisation de la repasse est privilégiée car elle demeure indispensable pour augmenter le taux de détection régulièrement très faible des rapaces nocturnes lors d'une écoute passive. Ainsi, par l'émission de chants territoriaux imitant un intrus, la repasse permet de stimuler les réponses vocales d'un certain nombre d'espèces de rapaces nocturnes réactives à cette méthode. Si cette technique s'avère très efficace



pour la plupart des espèces concernées (Chevêche d'Athéna, Petit-duc scops, Chouette hulotte notamment), elle apparaît à première vue moins efficiente pour l'Effraie des clochers, le Hibou moyen-duc et le Hibou des marais. Cette méthode a été néanmoins maintenue pour l'ensemble des espèces ciblées (à l'exception du Hibou des marais) afin de standardiser au maximum ce protocole d'échantillonnage.

6 séquences de repasse possibles ont été établies à l'échelle nationale. Pour l'Ille-et-Vilaine, la bande sonore « AM_1 » sera utilisée pour le premier passage (ordre : Chevêche d'Athéna ; Hibou moyen-duc ; Effraie des clochers ; Chouette hulotte), et la bande sonore « AM_2 » sera utilisée pour le second passage (ordre : Petit-duc scops, Chevêche d'Athéna ; Hibou moyen-duc ; Effraie des clochers). Ces bandes sonores sont téléchargeables en format MP3 (ou WMA) sur le site internet de l'Observatoire rapaces (<http://observatoire-rapaces.lpo.fr/>). Plusieurs individus par espèce ont été intégrés au sein de chaque repasse afin de stimuler un maximum de réponses.

L'ordre des repasses est à respecter du fait des interactions (notamment la prédation) qui peuvent exister entre certaines espèces de rapaces nocturnes : elles seront émises séquentiellement de la plus petite espèce à la plus corpulente afin de limiter les potentiels phénomènes d'inhibition de réponse des plus petites espèces.

Sur chacun des points d'écoute, l'alternance des différentes phases de repasse et d'écoute se déroulera systématiquement de la manière suivante :

Type de phase	Durée par phase
Ecoute spontanée	2 minutes
Repasse	30 secondes espèce "A"
Ecoute	30 secondes
Repasse	30 secondes espèce "B"
Ecoute	30 secondes
Repasse	30 secondes espèce "C"
Ecoute	30 secondes
Repasse	30 secondes espèce "D"
Ecoute	30 secondes
Ecoute finale	2 minutes

Remarque : la désignation d'espèce par passage ne reste que théorique en étant basée sur des dates permettant de couvrir au mieux la période d'activité de chant de chaque espèce. Il est possible de contacter la plupart de ces espèces sur chacun des passages. Certains compléments seront demandés pour affiner les données ; par exemple concernant le Hibou moyen-duc, la recherche et l'écoute des jeunes détectables sur de grandes distances offrent une meilleure détection de l'espèce.

Relevé

La durée par point d'écoute est de 8 minutes, correspondant alors à la durée totale de la bande son diffusée, dont le début et la fin d'écoute sont indiqués par un bip sonore. Le volume sonore est à régler avant le lancement de cette bande son et ne doit pas être modifié au cours de l'émission. Une fois la repasse démarrée, il convient de ne pas l'arrêter en cours d'émission ; ceci même en cas de contact. L'ordre de la prospection sur les points est libre.

Cas du Hibou des marais

L'espèce ne sera pas recherchée à l'aide de la repasse. Elle bénéficiera d'une recherche spécifique entre le 15 avril et le 31 mai préférentiellement.

Paramètres du relevé

Le relevé s'effectuera à l'aide de cartes de terrain, reprenant la position des points d'écoute, et de fiches de relevé (modèle de fiche présenté en annexe). Chaque individu contacté correspond à une ligne du tableau à renseigner (voir instructions en bas de page) et devra être positionné sur la carte de terrain.

Les contacts des autres espèces nocturnes (telles que l'Engoulevent d'Europe) seront systématiquement notés sur la fiche terrain tout comme les amphibiens mais ne seront pas à positionner sur la carte de terrain.



Précautions

L'utilisation de la repasse peut occasionner un dérangement important. Le protocole doit donc être respecté et stoppé en cas de dérangement important.

La repasse depuis les véhicules est à proscrire.

Fréquence pour un suivi

Afin d'observer des tendances d'évolution, ce protocole peut être renouvelé à intervalle régulier tous les 3 à 5 ans. Des logiques de conservation peuvent ainsi être adaptées.

Traitement des données et valorisation des résultats

Ce protocole permet l'apport de nombreuses informations sur les populations de rapaces nocturnes d'une zone d'étude donnée. Il permet notamment de déterminer la diversité spécifique d'un site mais également de mesurer les effectifs, de repérer des bâtiments occupés pour récolter des pelotes, etc.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Vallée du Canut

Bibliographie

Bretagnolle V., Chiron D., & Lavarec L., 2015. *Protocole National Enquête Rapaces nocturnes 2015-2017*. Observatoire rapaces LPO. 12 p.

GOB (coord.), 2012. *Atlas des oiseaux nicheurs de Bretagne*. Groupe ornithologique Breton, Bretagne Vivante-SEPNB, LPO 44, Groupe d'études ornithologiques des Côtes-d'Armor. Delachaux et Niestlé, 512 p.

Annexe

[illegible]



Suivi des colonies de petits laridés

Fiche protocole **2.5**

A actualiser



Suivi des colonies de goélands

Fiche protocole **2.6**

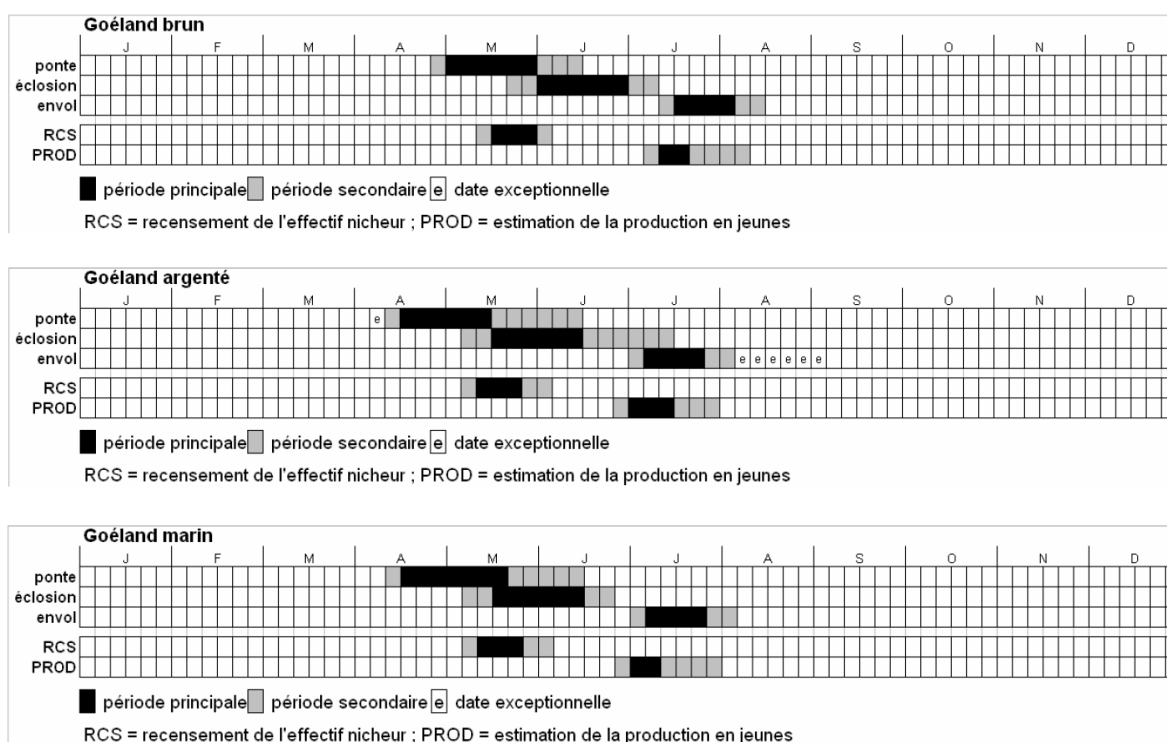
Objectifs/Résultats

Réaliser un suivi des colonies de goélands bruns (*Larus fuscus*), de goélands argentés (*Larus argentatus*), et de goélands marins (*Larus marinus*), afin d'évaluer les effectifs reproducteurs et la production en jeunes.

Époque de l'année

La période optimale pour le recensement des colonies est la période à laquelle la grande majorité des pontes a eu lieu (faible proportion de nids vides) et les éclosions sont encore peu nombreuses (faible risque de dérangement des poussins lorsque les observateurs pénètrent dans la colonie et poussins encore peu mobiles qui restent à proximité du nid).

Pour les goélands bruns, argentés et marins, la période la plus favorable se situe généralement durant la **seconde quinzaine de mai**. Des comptages peuvent cependant être réalisés plus tard dans certains cas, notamment en milieu urbain (voir ci-après).



Périodicité

Recensement de l'effectif nicheur :

1 passage minimum. 2 voire 3 passages permettent de mieux estimer l'effectif de reproduction réel.

Suivi de la production en jeunes :

Suivi sur l'ensemble de la colonie : seules deux visites sont généralement nécessaires (aux périodes clés du pic d'incubation et avant la dispersion des premiers jeunes volants).

Suivi individuel des nids : Les suivis sont assurés au minimum sur une base hebdomadaire, et peuvent même être parfois quasi-quotidiens.

Horaire

En journée. Limiter le temps de présence au sein de la colonie.



Conditions météorologiques

Par beau temps. Des conditions météorologiques défavorables (forte pluie, brouillard, vent fort ou mer agitée) sont à éviter.

Matériel

Des jumelles voire une longue-vue peuvent s'avérer nécessaires pour les comptages à distance, des piquets pour marquer les transects pour les prospections à pied et des marques biodégradables et discrètes pour marquer les nids comptés (par exemple : papiers ou pâtes alimentaires, végétation prise sur le site même).

Méthode

1- Recensement de l'effectif nicheur

Toutes les techniques de recensement tendant à un décompte aussi exhaustif que possible des grandes colonies sont coûteuses en temps et nécessitent la mobilisation d'un nombre important de personnes. Les deux principales méthodes sont présentées ici, mais il existe de nombreuses variantes adaptées au contexte local en fonction de la configuration topographique de la colonie et de l'importance des effectifs de goélands.

Méthode 1 : observation à distance

Contexte

Cette méthode est principalement utilisée pour les comptages depuis la mer ou depuis l'estran pour les falaises peu accessibles, d'une pointe à l'autre pour les zones de falaises escarpées et de terre pour certains îlots isolés. Elle nécessite une différence d'altitude entre le point de comptage et la colonie à recenser afin de réduire les sous-estimations (> 30%, voir plus bas). Dans les milieux sans relief, il est recommandé de prospecter à pied les colonies (méthode 2), cette méthode donnant de meilleurs résultats.

Le comptage est réalisé au milieu de la période d'incubation.

Moyens humains

Le plus souvent seuls un ou deux observateurs assurent le comptage. Selon le type de falaise et d'estran, il faut veiller à la sécurité des observateurs et ne jamais longer le pied d'une falaise qui peut s'écrouler, ne jamais prospecter seul, toujours prévoir de finir le recensement à l'heure prévue de la marée basse, ce qui laisse de la marge en cas d'incident.

Méthodologie

Pour les comptages en falaises réalisés depuis l'estran, les visites se font autant que possible au moment de la basse mer par fort coefficient pour disposer d'un recul suffisant pour les observations.

Unité de dénombrement

Il faut compter les **nids apparemment occupés (NAO)**, c'est-à-dire les nids élaborés occupés par des adultes et capables de recevoir une ponte (amas de matériaux avec coupe bien nette), nids avec couveur avéré (sur œuf ou poussin) ou potentiel (oiseau en position apparente d'incubation) et nids avec poussins visibles.

Il faut faire attention au risque de double comptage des deux partenaires couchés à faible distance l'un de l'autre, l'un sur le nid et l'autre au sol ou dans la végétation.

Sur les secteurs à graminées ou plantes annuelles, la végétation est généralement plus basse en début de période de reproduction, ce qui facilite les dénombrements.

Le problème des comptages plus tardifs est la difficulté de localisation des jeunes et des nids (surtout pour le goéland brun dont le nid est souvent assez dissimulé dans la végétation), et l'absence des reproducteurs en échec.

Dans certains cas, les nids construits sur des corniches sont invisibles depuis l'estran. Il s'avère alors nécessaire de recenser les adultes, seuls ou en couple, et avec, ou non, un individu en position de couveur. Il faudra donner une estimation (fourchette avec minimum - maximum) pour ces zones peu visibles. L'effectif minimum considère les nids visibles, avec ou sans couveur, et les adultes en position de



couveurs mais dont le nid n'est pas visible. Pour l'effectif maximum, il faut rajouter à l'effectif minimum les adultes, seuls ou en couple, posés sur un site favorable à la reproduction mais où le nid ne peut pas être visible.

Si plusieurs comptages sont réalisés dans la même saison, il faut prendre l'effectif le plus élevé, mais en indiquant aussi les autres dénombrements dans le bilan (avec les dates correspondantes).

Méthode 2 : prospection de la colonie

Contexte

La précision d'un recensement par prospection de la colonie sera meilleure qu'un recensement à distance et ce d'autant plus que le site est accessible et que la densité est moyenne à élevée. Il est possible de suivre le déroulement de la ponte sur un secteur témoin sélectionné au hasard et d'effectuer le dénombrement de l'ensemble de la colonie quand la ponte est achevée. En l'absence d'un tel suivi, il est conseillé d'attendre les premières éclosions pour entreprendre le recensement. Dans les secteurs qui hébergent plusieurs grosses colonies qui nécessitent plusieurs jours (ou semaines) de recensement, il faut débuter quelques jours après la date moyenne de ponte afin d'être en mesure de terminer les comptages au plus tard durant la période de début des éclosions.

Moyens humains

Selon l'importance de la colonie, la prospection peut se faire à quelques observateurs mais, le plus souvent, ce type de comptage nécessite plus d'une dizaine d'observateurs.

Méthodologie

Une petite colonie est à considérer dans son ensemble et les observateurs la prospectent à la recherche des nids. Une grande colonie est à diviser en un certain nombre de secteurs facilement identifiables (selon la topographie des lieux ou en utilisant des piquets), en définissant plusieurs bandes de largeur généralement inférieure ou égale à 10 mètres. Une bande d'environ deux mètres de large par observateur peut être considérée comme une situation optimale. Ces transects peuvent être définis et matérialisés le jour du comptage au fur et à mesure de la progression des observateurs ou délimités préalablement, en utilisant des repères topographiques ou, à défaut, en utilisant des perches visibles à distances, permettant ainsi de garantir la trajectoire du groupe d'observateurs. Les observateurs avancent en ligne, sans trop s'éloigner les uns des autres, et progressent en effectuant un léger zigzag sur chaque bande de manière à en couvrir toute la surface, et procèdent de la sorte sur l'ensemble de la colonie. Les deux observateurs qui encadrent le groupe sur les côtés se chargent de faire respecter l'alignement de la progression pour conserver la même distance entre les différents observateurs sur l'ensemble du parcours.

Unité de dénombrement

Il faut compter tous les **nids actifs** élaborés (**NA**), c'est-à-dire les nids avec indice de reproduction, nids garnis contenant des œufs ou des poussins, ou avec indice d'occupation, apports de matériaux récents et coupe du nid bien nette, fientes indiquant la présence probable de poussins cachés à proximité. Les simples ébauches de nids ou les nids détruits ne sont pas pris en compte (attention cependant aux nids abandonnés par les poussins et qui peuvent être piétinés et difficilement reconnaissables ; en cas de doute entre un nid vide actif et un nid vide non actif, inclure ces nids uniquement dans la fourchette maximale pour le bilan final, la fourchette minimale incluant les nids garnis et les éventuels nids vides identifiés comme actifs de manière certaine). Cela est particulièrement important pour les colonies de goélands bruns car, chez cette espèce, les couples peuvent construire plus d'un nid sur leur territoire avant d'entamer la ponte.

Il est utile de répertorier le contenu précis des nids lors de la prospection de la colonie, soit de manière systématique sur l'ensemble des secteurs prospectés soit seulement sur une partie, pour avoir une idée globale de l'avancement des pontes.

Il est généralement indispensable de déposer une marque biodégradable dans tous les nids rencontrés pour éviter les doubles comptages (éviter le marquage des œufs).

L'utilisation de tickets à souche numérotés permet de noter le contenu des nids sur la souche et facilite la réalisation du bilan global à l'issue du comptage. Selon la taille de la colonie, le nombre d'observateurs et leur expérience de ces pratiques de terrain, ces informations complémentaires seront notées de manière systématique ou non par tous les participants, ou seulement par quelques personnes.



Utilisation de facteurs de correction

Pour réduire les biais de dénombrement liés à la probabilité de détection des nids par les différents observateurs ou à une date de comptage un peu trop précoce, il est possible de déterminer dans ces deux cas un facteur de correction pour affiner la précision du recensement. Ces approches sont plus théoriques et, dans la pratique, faute de temps et de moyens humains suffisants, les suivis nécessaires à l'obtention de ces facteurs de correction ne peuvent bien souvent pas être mis en œuvre.

Correction de l'effet observateur par double comptage simultané

La probabilité de détection des nids, ou inversement le taux d'oubli, varie selon la nature du couvert végétal ou la topographie des colonies et selon les observateurs, dépassant les 90 % dans certains cas mais pouvant aussi n'être que de 60 % (voir à ce sujet Walsh et al. 1995, Barbraud & Gélinaud 2005).

Pour corriger ce biais pour les importantes colonies, il est conseillé de procéder à un double comptage.

Un observateur refait immédiatement un second passage sur un des secteurs (dans l'idéal, il faut le faire sur tous les secteurs ou tous les transects) pour évaluer la proportion de nids actifs effectivement marqués par les observateurs primaires lors du premier passage.

L'observateur secondaire dénombre les nids en distinguant ceux qui ont été marqués au premier passage et ceux qui n'ont pas été marqués au premier passage et trouvés seulement au second passage. Pour ces nids, l'observateur secondaire vérifie bien l'absence de marque.

Il est possible de le faire sur un transect aléatoire perpendiculaire aux précédents, sans distinction des observateurs primaires, sur le même transect qu'un ou plusieurs observateurs primaires ou sur l'ensemble des transects du premier comptage. Le double comptage peut se faire simultanément, l'observateur secondaire suivant à faible distance l'observateur primaire. Les observateurs primaires et secondaires effectuant les doubles comptages doivent alterner leur rôle au cours des comptages.

La réalisation d'un transect perpendiculaire par un observateur secondaire est la méthode la plus rapide pour obtenir un facteur de correction global. L'observateur secondaire peut réaliser plusieurs transects de vérification pour augmenter la précision du facteur de correction.

Correction de l'effet date par double comptage différé

Lorsque les recensements sont effectués plus tôt en saison que la période optimale conseillée (généralement pour des raisons de disponibilité des moyens humains, ou pour des raisons de reproduction plus tardive que la normale), un facteur de correction doit être appliqué pour éviter une sous-estimation trop importante des effectifs (voir à ce sujet Migot & Linard 1984, Cadiou & Yésou 2006).

Attention cependant, compte tenu de possibles différences de phénologie de la reproduction selon la taille des colonies (grandes colonies précoces et petites plus tardives), un tel facteur de correction n'est valable qu'à l'échelle de la colonie considérée.

Lors d'un premier comptage global précoce, des zones témoins sont identifiées et de nouveau recensées quelques semaines plus tard. Dans le cas des colonies mixtes, il convient de prendre en compte à la fois une zone majoritairement occupée par les goélands bruns et une autre zone majoritairement occupée par les goélands argentés.

Difficultés particulières

Les difficultés majeures pour le recensement des goélands sont :

- la grande variabilité intraspécifique de densité et de taille des colonies (de quelques couples à plusieurs milliers de couples) qui nécessite une bonne préparation logistique de l'opération de comptage ;
- l'étalement de la saison de reproduction : un comptage unique peut conduire à une sous-estimation de l'effectif réel (un second voire un troisième passage peuvent alors s'avérer utile et permettent de cerner au mieux la réalité). La meilleure période correspond au moment où un maximum de couples en est à un stade avancé de l'incubation (premières éclosions). Un décalage entre le recensement des grandes et petites colonies (< 100 couples) permet de mieux adapter le recensement à la phénologie de la reproduction des goélands ;
- la variabilité interannuelle de la phénologie de reproduction ainsi que le faible synchronisme des pontes qui induisent la nécessité d'un suivi de la reproduction préalable aux opérations de recensement ;



- la végétation parfois haute et abondante qui réduit les possibilités d'observation à distance et qui peut aussi gêner à la fois la progression des observateurs à la recherche des nids et le repérage des nids ;
- les cas de prédation (exercée par les goélands marins sur les autres espèces par exemple) avant le comptage qui engendre la présence de nombreux nids vides lors du comptage et rend l'opération plus complexe. Selon le type de nids pris en compte pour estimer l'effectif, c'est-à-dire seulement les nids bien formés ou bien les nids bien formés plus les nids apparemment détruits récemment et ayant probablement contenu des œufs, le bilan final pourra être sous-estimé ou surestimé.
- l'existence de colonies mixtes où il faut évaluer la proportion respective des différentes espèces (voir ci-après).

Cas des colonies mixtes avec différentes espèces de goélands

- Avec un peu d'expérience, le nid, la ponte et les poussins de goélands marins sont très reconnaissables. Cependant, l'utilisation d'un gabarit avec les dimensions moyennes des œufs de goélands marins (78x54 mm) et de ceux des goélands argentés et bruns (68x48 mm et 66x47 mm) peut s'avérer utile pour distinguer les nids du premier de ceux des deux autres espèces.
- Le problème posé par les colonies mixtes de goélands argentés et bruns (sauf cas où les nids sont facilement observables à distance) est qu'il est impossible de différencier les nids et les œufs de ces deux espèces.
- Par ailleurs, dans le cas de ces colonies mixtes argentés et bruns, il faut déterminer la date optimale pour le dénombrement compte tenu du décalage de l'ordre d'une semaine de la période de ponte de ces deux espèces.
- Cas de la méthode de dénombrement par observation à distance : pas de problème particulier, sauf cas éventuels de couveurs dont la couleur du manteau est peu visible, le corps de l'oiseau étant partiellement masqué par la végétation ou par la roche.
- Cas de la méthode de dénombrement par prospection de la colonie : il faut faire un décompte global des nids et évaluer au mieux, pour chacun des différents secteurs prédéfinis pour le recensement, la proportion respective des deux espèces.

La marge d'erreur peut cependant être importante et c'est un ornithologue expérimenté qui doit se charger de faire cette estimation, en la répétant deux à trois fois par colonie mixte. Selon les observateurs ou les colonies, cette proportion par espèce peut être une valeur unique ou une fourchette, dont le degré de précision est évidemment variable.

Cette estimation de la proportion de chaque espèce peut se faire à distance avant ou après le comptage, ou peut aussi se faire au fur et à mesure de la progression dans la colonie, par comptage des oiseaux reposés après le passage (végétation basse) ou en vol (végétation dense). Le ratio argentés / bruns est ensuite appliqué au nombre total de nids actifs recensés.

Dans certaines colonies mixtes, les espèces ne sont pas réparties de manière homogène. Lors de la prospection d'un même transect, il est donc possible de distinguer les zones à prédominance de goélands bruns (généralement là où la végétation est la plus développée) et celles à prédominance de goélands argentés (généralement là où la végétation est la plus rase ou absente). Et, pour chacune des zones, c'est le pourcentage de l'espèce minoritaire qui est noté.

Cas des colonies urbaines

Contexte

En milieu urbain, les goélands peuvent construire leurs nids sur des endroits très variés et plus ou moins facilement détectables à distance, sur des toits plats, entre des mitrons de cheminées, adossés à divers éléments sur des toitures en pente (aération, lanterneau, etc.), dans des chéneaux d'évacuation des eaux pluviales, etc.

Sur une même ville, la répartition des goélands nicheurs est rarement homogène. Il existe des quartiers avec des effectifs importants, et plus ou moins concentrés sur certains toits, et d'autres quartiers où les goélands sont beaucoup plus dispersés.



Moyens humains

Le plus souvent seuls un ou deux observateurs assurent le comptage, parfois plus sur les très grands toits plats des zones industrielles ou portuaires.

Méthodologie

Les méthodes de dénombrement à utiliser dépendent du contexte topographique de la ville ou de la zone portuaire ou industrielle concernée (hauteur des bâtiments, type de toitures, etc.).

Observation à distance

Dans certains cas, l'observateur peut bénéficier de l'existence de divers points hauts (église, immeuble, silo, etc.) offrant une vue favorable sur la ville. Le croisement des observations à distance réalisées depuis ces différents points hauts et le report des localisations de nids sur des plans cadastraux permet de repérer une proportion variable des couples de goélands. Tous les nids et poussins visibles sont répertoriés, ainsi que les couples cantonnés, pour lesquels ni les éventuels nids ou poussins ne sont visibles. Les différentes espèces de goélands sont recherchées et distinguées lors de la prise de notes.

Il est possible de recourir à des camions-nacelle pour réaliser les dénombrements, notamment sur les toits des zones portuaires ou industrielles.

Un recensement effectué après la période d'éclosion et avant le début de la période d'envol des jeunes permet un meilleur repérage des couples reproducteurs. En effet, les poussins, plus mobiles, sont souvent plus facilement repérables qu'un adulte en train de couvrir son nid. En outre, les fientes blanches des adultes et des poussins en périphérie du nid facilitent la détection des sites de reproduction. Toutefois, les nids d'oiseaux ayant échoué dans leur reproduction et ayant déjà déserté leur territoire ne peuvent pas être tous repérés. Cependant, compte tenu du succès de reproduction particulièrement élevé des goélands en milieu urbain, la sous-estimation des effectifs dans ce cas est sans aucun doute moins importante qu'en milieu naturel.

Prospection directe des toits

Certains toits occupés par de nombreux couples de goélands peuvent être directement recensés en déposant une marque dans les nids (cf. méthode 2). Selon le type de toiture et les conditions d'accès, il faut veiller à la sécurité des observateurs et utiliser si besoin du matériel de sécurité approprié (équipement de protection individuelle : harnais et longe, etc.).

Observation depuis la rue

Des observations complémentaires peuvent aussi se faire depuis la rue, notamment lors de la période d'élevage des poussins, période à laquelle les cris fréquents des jeunes facilitent leur repérage. Cette méthode est à proscrire après les premiers envols, les jeunes pouvant se poser sur d'autres toits que celui où ils sont nés.

2- Suivi de la production en jeunes

La production est le nombre moyen de jeunes à l'envol par couple nicheur. Le suivi de la production peut se faire sur l'ensemble d'une colonie ou sur une sous-colonie, sans détail par nid, ou alors par un suivi individuel des nids, positionnés et numérotés sur une cartographie, avec prise de notes sur un bordereau standardisé. L'échantillon d'étude doit compter au minimum quelques dizaines de nids mais peut atteindre quelques centaines de nids. Dans le second cas de figure, il est possible de calculer également le **taux de succès**, c'est-à-dire le **pourcentage de couples élevant au moins un jeune à l'envol**.

Méthodes

Les différents secteurs retenus pour l'étude sont nommés et reportés sur un fond de carte.

Méthode 1 : suivi global de la colonie

Cas des îlots sans point d'observation favorable à distance

Le dénombrement des nids est réalisé par prospection de la colonie (voir méthode 2 présentée précédemment).

Lors de la visite unique ou des quelques visites effectuées avant la dispersion des premiers jeunes, le nombre de grands jeunes (déjà volants ou non) est noté sur le fond de carte de l'île, en fonction des zones où ils se trouvent (sur l'île, sur l'estran ou sur l'eau à proximité). Cela se fait à la fois par prospection du pourtour de l'île et par observation à distance. Il est préférable de faire les comptages à pleine mer pour



éviter d'avoir de nombreux jeunes dispersés sur l'estran et plus difficilement détectables. Si besoin, une visite complémentaire peut être programmée une à deux semaines plus tard.

Il faut évidemment connaître précisément le déroulement de la saison de reproduction pour identifier les dates optimales de passage pour dénombrer les jeunes et estimer la production.

Attention à bien distinguer les jeunes des différentes espèces dans le cas des colonies mixtes.

Les dernières visites permettront d'estimer le **nombre de jeunes à l'envol (NBJ** ; généralement une fourchette à 5-10 jeunes près ou à quelques dizaines près selon l'importance de la colonie).

Étant donné la difficulté à détecter les poussins, sur les sites végétalisés notamment, et les marges d'erreur conséquentes, le nombre de poussins pourra être estimé par classes en fonction d'un succès reproducteur attendu rangé lui-même par classes ($SR = 0$; $0 < SR \leq 0,1$; $0,1 < SR \leq 0,5$; $0,5 < SR \leq 1$; $SR > 1$ poussin par couple). Ainsi, pour une colonie de 500 couples, le recensement tachera d'estimer si l'on se situe dans une fourchette de 0 poussin ($SR = 0$), entre 1 et 50 poussins ($0 < SR \leq 0,1$), entre 51 et 250 poussins ($0,1 < SR \leq 0,5$), entre 251 et 500 poussins ($0,5 < SR \leq 1$) ou supérieur à 501 poussins ($SR > 1$).

Méthode 2 : suivi individuel des nids

Cas des zones facilement observable à distance

Zones de falaises

Les nids situés en falaise, où sur des zones facilement identifiables et observables, sont positionnés sur une cartographie (photographie ou croquis) et numérotés, le numéro étant repris dans les bordereaux standardisés de suivi.

À chaque visite, le contenu des nids est noté sur le bordereau (couveur sur un nid au contenu inconnu, coupe vide, 1 à 3 œufs, 1 à 3 poussins, n œufs + n poussins, restes de coquilles, etc.). La classe d'âge des poussins est également notée sur les bordereaux (distinguer quatre catégories : PP, PM, GP ou JV, voir détails plus loin dans le texte).

Autres types de milieux

Seules des zones où les jeunes proches de l'envol pourront être observés et dénombrés à distance sont à retenir pour les suivis (pentes, îlots, toitures, etc.).

Les nids ou les groupes de nids sont dénombrés à la période conseillée pour l'espèce étudiée. Le contenu précis de chaque nid est noté (coupe vide, 1 à 3 œufs, 1 à 3 poussins, œufs + poussins, restes de coquilles, etc.), soit sur le fond de carte soit sur une autre feuille.

Lors des visites ultérieures, il faut dénombrer les poussins visibles, si possible par famille (1 à 3 poussins, au moins 1 poussin, etc.) et en notant également la classe d'âge des poussins (distinguer quatre catégories : PP, PM, GP ou JV, voir détails plus loin dans le texte).

L'unité de décompte pour les recensements ponctuels est le nid actif bien formé (stade minimum = coupe vide bien nette avec apports de végétation fraîche), en excluant à la fois les simples ébauches de nids ou les nids détruits. Pour les suivis réguliers dans la saison, c'est le nid ayant reçu une ponte.

Les premières visites permettront d'obtenir le **nombre de couples nicheurs (NBC** ; un nombre ou une fourchette selon les cas), mais il peut y avoir des pontes tardives (pontes de remplacement par exemple).

Lors des visites ultérieures, les poussins morts sont également répertoriés par espèce. Les traces de prédation seront également recherchées et notées sur le fond de carte (cadavres partiellement consommés, pattes de poussins sur les territoires des goélands marins, etc.). L'éventuelle présence de petits poussins tardifs sera également notée.

Paramètres du relevé

Les paramètres du relevé sont détaillés précisément dans chaque méthode de recensement.

Précautions

Afin de réduire le dérangement des oiseaux, le nombre d'observateurs doit être adapté à la surface de la colonie à prospecter.



Lors du suivi de la production en jeunes, attention à ne pas déranger inutilement les poussins, pour éviter des déplacements vers les territoires voisins et une augmentation de la prédation, intraspécifique ou interspécifique.

Fréquence pour un suivi

Ce suivi est à réaliser à intervalles réguliers pour suivre les effectifs. La durée de l'intervalle est à définir en fonction des objectifs de l'étude (à titre indicatif : tous les 5 ans).

Traitement des données et valorisation des résultats

Estimation de l'effectif nicheur :

Le nombre total de nids élaborés dénombrés fournit l'estimation du nombre de couples reproducteurs.

Les données complémentaires (apports de matériaux, nids élaborés vides, etc.) permettent d'évaluer l'état d'avancement du cycle de reproduction (ratio Apports / Nids élaborés ; proportion de nids élaborés vides...).

Correction de l'effet observateur par double comptage simultané

En cas de double passage, le calcul de l'effectif estimé se fait de la manière suivante, en reprenant la formule de base utilisée en capture-marquage-recapture $NE = N1 \times N2 / N2m$, ou en utilisant la formule $NE = N1 + (N1 \times N2nm / N2m)$, avec **NE** = effectif estimé, **N1** = effectif dénombré au premier passage (nombre de nids actifs trouvés par les observateurs primaires), **N2** = effectif dénombré au second passage (nombre de nids actifs trouvés par les observateurs secondaires), **N2m** = nombre de nids déjà marqués au premier passage et recomptés au second passage, **N2nm** = nombre de nids non marqués au premier passage et trouvés au second passage.

La probabilité de détection par l'observateur est égale à $P = N2m / N2$.

La population totale correspond alors à la somme des totaux par secteurs après correction. Il faut préciser dans le bilan le détail des comptages par secteurs (effectif dénombré) et des corrections effectuées (effectif estimé).

Exemple :

Au premier passage, 695 nids actifs sont dénombrés sur l'ensemble de la colonie par cinq observateurs primaires (avec respectivement 94, 154, 163, 126 et 158 dénombrés par chacun d'entre eux sur leur transect). Lors du deuxième passage sur un transect perpendiculaire, l'observateur secondaire dénombre 92 nids, dont 83 nids déjà marqués et 9 nids non marqués au premier passage.

La formule donne l'effectif estimé $NE = 695 \times 92 / 83 = 770$ nids.

Le facteur de correction est égal 1,108 (92/83), soit une probabilité moyenne de détection par les observateurs primaires de 90,2 %.

Correction de l'effet date par double comptage différé

Un taux d'augmentation du nombre de nids peut être calculé pour chaque espèce présente et il est appliqué au nombre total de nids dénombrés au premier passage pour estimer l'effectif total de la colonie.

La formule utilisée est similaire à celle du cas précédent, $NE = N1 \times N2t / N1t$, avec **NE** = effectif estimé, **N1** = effectif total dénombré au premier passage, **N1t** = effectif dénombré au premier passage sur la zone témoin, **N2t** = effectif dénombré au second passage sur la zone témoin.

Exemple :

Au premier passage, 874 nids actifs sont dénombrés sur l'ensemble de la colonie, dont 127 nids dans la zone témoin, puis 153 nids actifs sont dénombrés au second passage dans la zone témoin.

La formule donne l'effectif estimé $NE = 874 \times 153 / 127 = 1053$ nids.

Le facteur de correction est égal 1,205 (153/127), soit une augmentation du nombre de nids de 20,5 % entre les deux dates de comptage.



Bilan global et estimation de la population des colonies urbaines

Le recoupement de l'ensemble des informations collectées permet d'avoir une bonne vision d'ensemble de la répartition et de l'abondance relative des goélands sur les toits de l'agglomération. En effet, la confrontation des résultats obtenus sur plusieurs villes par observation à distance puis par prospection directe ont mis en évidence que, de manière quasi-systématique, les effectifs sont sous-estimés par les observations à distance, parfois de plus de la moitié.

En fonction du nombre de points d'observation utilisés, des facilités d'observation depuis ces points (hauteur et angles de vue) et de la nature et de l'orientation des toitures environnantes, il est possible d'affecter à l'effectif dénombré un facteur de correction en fonction de l'exhaustivité présumée des dénombrements et des potentialités d'accueil pour les goélands sur les zones non visibles. Il est par exemple possible de distinguer des zones où le dénombrement peut être considéré comme exhaustif (soit probablement au moins 90 % des nids dénombrés), quasi-exhaustif (au moins 75 %), partiel (au moins 50 %) ou très partiel (inférieur à 50 % mais probablement supérieur à 25 %). Le bilan final présentera donc à la fois l'effectif dénombré et l'effectif estimé, et il s'agira le plus souvent de fourchettes pour chacune de ces deux valeurs.

Le recours à ces estimations se justifie surtout dans le cas des colonies urbaines qui hébergent plusieurs centaines de couples répartis sur une vaste surface.

Calcul de la production en jeunes :

Le rapport entre le nombre de jeunes et le nombre de couples nicheurs fournira une **estimation de la production** pour chaque espèce, en nombre de jeunes par couple (**PROD = NBJ/NBC**).

Exemple : 45-50 couples ont 35-40 jeunes à l'envol.

PRODmin = NBJmin/NBCmax = 35/50, valeur minimale, et **PRODmax = NBJmax/NBCmin** = 40/45, valeur maximale possible.

La production est donc de 0,70-0,89 jeune par couple.

Lorsqu'il reste encore des poussins âgés de quelques semaines (stades PP et PM) à la date de la dernière visite, il faut les considérer comme potentiellement produits en les incluant dans la fourchette haute : NBJmin = JV+GP et NBJmax = JV+GP+PM+PP (voir critères d'âge ci-dessous).

Critères d'âge chez les goélands (cas du goéland argenté)

Lors des observations, noter la classe d'âge des poussins en utilisant les abréviations suivantes : PP = petit poussin, PM = poussin moyen, GP = grand poussin, JV = grand jeune, potentiellement ou effectivement volant.

Ces quatre catégories peuvent être distinguées en fonction des stades de développement du plumage et de quelques autres critères morphologiques :

PP = petit poussin tout en duvet (environ 1 à 10ne jours)

- le poussin reste dans le nid moins d'une semaine puis devient plus mobile
- le diamant sur le bec disparaît vers 6 jours (3-12 jours)

PM = poussin moyen avec premières plumes visibles (environ 10ne à 20ne jours)

- les fourreaux des rémiges primaires commencent à être plus ou moins visibles à distance vers 11-12 jours et s'ouvrent vers 18 jours puis les rémiges mesurent 1 à 3 cm vers 20 jours

GP = grand poussin avec des ailes encore trop courtes pour voler (environ 20ne à 35 jours)

- la croissance du tarse est achevée vers 3 semaines (donc même hauteur sur pattes que les adultes)
- les rectrices émergent du duvet qui masque les fourreaux vers 24-25 jours
- les plumes apparaissent sur la tête vers 30 jours

JV = grand jeune, potentiellement ou effectivement volant (supérieur à 35 jours)

- la tête est entièrement emplumée vers 35 jours, puis la perte du duvet sur le sommet du crâne (et les flancs) est progressive
- la pointe des ailes dépasse l'extrémité de la queue



- l'envol se produit généralement vers 6 à 8 semaines

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Ile Notre Dame

Bibliographie

CADIOU B. (coord.), 2009. *Méthodes de suivi des colonies d'oiseaux marins : dénombrement de l'effectif nicheur et suivi de la production en jeunes*. Document de travail préparé dans le cadre de l'enquête « oiseaux marins nicheurs de France 2009-2010 ». Groupement d'intérêt scientifique oiseaux marins (GISOM) 97p.

GOB (coord.), 2012. *Atlas des oiseaux nicheurs de Bretagne*. Groupe ornithologique Breton, Bretagne Vivante-SEPNB, LPO 44, Groupe d'études ornithologiques des Côtes-d'Armor. Delachaux et Niestlé, 512



Suivi des colonies d'Ardéidés

Fiche protocole **2.7**

Objectifs/Résultats

Evaluer les effectifs reproducteurs des colonies d'Ardéidés.

Époque de l'année

La période allant de mai à début juillet sera privilégiée pour les colonies monospécifiques de Hérons cendrés ou abritant des Grandes aigrettes. A ces dates, il y a une majorité de jeunes dans les colonies et le risque de pillage d'œufs par les Corvidés profitant du dérangement est ainsi très limité.

Pour les colonies mixtes ou ne comprenant que des Hérons pourprés, Aigrettes garzettes, Hérons bihoreaux, Hérons garde-bœufs et/ou Hérons crabiers, il est préférable de ne recenser qu'en juin ou début juillet, en raison de la nidification généralement plus tardive de ces espèces. Un recensement fin juin permet de distinguer les nichées des petites espèces, ce qui n'est pas le cas avant en raison de la similitude des nids de plusieurs espèces (en cas de doute, estimer la proportion des espèces d'après les adultes en vol ou perchés lors de la visite).

Périodicité

1 visite

Horaire

En journée

Pour le recensement par drone, la période optimale de la journée pour le passage doit être choisie en fonction du cycle d'activité des oiseaux pour que les partenaires des couveurs soient en majorité hors de la colonie à se nourrir. Cette précaution permet d'éviter d'identifier des partenaires ou des non-reproducteurs posés comme étant des oiseaux couveurs. De plus, afin de limiter l'ombrage sur les nids, il est préférable de faire passer le drone au-dessus de la colonie sur l'heure de 12h au soleil. Si les deux conditions ne sont pas réunies, préférer un passage autour de 12h.

Conditions météorologiques

Privilégier les jours sans pluie, avec vent nul à faible et sans brouillard.

Pour le recensement par drone, la couleur apparente des oiseaux sur les photos peut varier en fonction de la couverture nuageuse. Privilégier un ciel couvert qui fera apparaître les couleurs plus fidèlement qu'un temps ensoleillé pour lesquels les clichés pourront être surexposés.

Matériel

Recensement avec visite de la colonie

Paire de jumelles et longue-vue si dénombrement à distance.

Recensement avec survol de drone

Drone multirotor, équipé d'un appareil photo, de préférence de petite taille et peu bruyant.

Méthode

Recensement avec visite de la colonie

Chaque nid sera compté en vérifiant son occupation par divers critères : aspect général, présence d'adultes ou de jeunes, présence de fientes fraîches (sur la végétation annuelle), présence de coquilles



d'œufs, de nourriture. Les évaluations à distance ou basées sur les dires des propriétaires sont déconseillées. Dans tous les cas, la visite de comptage devrait être la plus brève et la plus discrète possible, en déconseillant les visites multiples des mêmes colonies. Le comptage doit être stoppé immédiatement en cas de réaction d'individus engendrant un risque de désertion de la colonie.

Recensement avec survol de drone

Cette méthode a l'avantage d'engendrer un dérangement des oiseaux bien moindre que lors d'une prospection dans la colonie. Il est nécessaire toutefois de respecter certains principes.

Les phases de décollage et de changement d'altitude sont susceptibles d'engendrer une réponse des oiseaux, et doivent donc être effectuées dans la mesure du possible en dehors de la colonie. Une distance minimale de 100 m est préconisée, et si possible hors de la vue des espèces ciblées.

Une hauteur de vol de l'ordre de 30-40 m au-dessus du sol est préconisée. Elle ne génère généralement pas de réaction des oiseaux sur leurs nids. Il est possible de descendre à 15 m (au-dessus de la frondaison des arbres abritant les ardéidés nicheurs), tout en vérifiant la réaction des individus pendant le comptage à l'aide d'une longue-vue. La hauteur de vol retenue doit être atteinte et maintenue constante avant l'arrivée au-dessus de la colonie.

L'angle d'approche est également important et l'approche horizontale en direction des espèces ciblées est conseillée, l'approche verticale étant particulièrement déconseillée car source de réaction importante des oiseaux.

Le temps de vol doit être le plus court possible, et il est possible de paramétrer un plan de vol permettant ainsi au drone d'effectuer automatiquement les transects paramétrés pour assurer la couverture complète de la zone d'étude, en s'assurant bien d'une superposition partielle des bordures des photos des transects successifs, afin de permettre leur assemblage et afin d'éviter de rater des nids. Actuellement, l'autonomie des batteries est de l'ordre d'une vingtaine de minutes.

Il est nécessaire de maintenir une allure régulière et de limiter les risques d'accélération soudaine de l'appareil, ou de changement brusque de direction de vol ou de hauteur de vol.

Le comptage doit être stoppé immédiatement en cas de réaction d'individus, observée à la longue-vue, engendrant un risque de désertion de la colonie.

La résolution des photos doit être de l'ordre de 0,5-1 à 3-4 cm/pixel en fonction de la taille des espèces et des besoins d'identification de différentes espèces assez similaires d'aspect (par exemple entre les Aigrettes garzette (*Egretta garzetta*) et les Hérons garde-boeufs (*Bubulcus ibis*)).

Afin d'éviter d'identifier des partenaires ou des non-reproducteurs posés comme étant des oiseaux couveurs, il est possible de réaliser plusieurs vols, à 20 minutes ou 1 heure d'intervalle, pour identifier les non-reproducteurs, en ne retenant comme nid actif que les points qui sont identifiés à la même position sur les photos ou vidéos successives. Le choix d'une période optimale de la journée (voir « Horaire ») peut également pallier au problème.

Paramètres relevés

Recensement par prospection à pied de la colonie

Les paramètres suivants seront relevés pour chaque nid :

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement
- Aspect général,
- Contacts : espèce, âge (adulte/jeune), sexe (si possible), nombre d'individus
- Indices de présence : fientes fraîches (sur la végétation annuelle), coquilles d'œufs, nourriture
- Technique d'observation
- Localisation précise et photo

Recensement avec survol de drone

Les paramètres suivants seront relevés pour chaque nid :

- Nom de l'observateur



- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement
- Hauteur de prise de vue
- Nid : nid certain (base de nid visible et oiseau en position de couveur), nid probable (oiseau en position de couveur mais pas de base de nid visible), pas de nid (oiseau debout et pas de matériaux de nid visibles).
- Localisation précise et photo

Il pourra également être intéressant de noter la réaction, ou l'absence de réaction, des oiseaux avant, pendant et après le survol : nombre de couveurs qui se lèvent ou qui quittent leur nid, et autres manifestations comportementales. Ces éléments pourront permettre de réajuster le protocole si besoin.

Le premier recensement par drone d'une colonie pourra être couplé par une prospection à pied dans la mesure du possible le même jour ou à défaut à quelques jours d'intervalle, afin de permettre une comparaison des résultats. Le suivi par drone doit être effectué avant le suivi par prospection dans la colonie

Précautions

Une seule et brève visite pour éviter que les individus désertent la colonie. La priorité doit être donnée à la tranquillité des oiseaux.

Fréquence pour un suivi

Ce suivi est à réaliser à intervalles réguliers pour suivre les effectifs, notamment à l'occasion des comptages nationaux. La durée de l'intervalle est à définir en fonction des objectifs de l'étude (à titre indicatif : tous les 5 ans).

Traitement des données et valorisation des résultats

Ces deux méthodes permettent de calculer le nombre de couples de chaque espèce présents sur la colonie, et ainsi de suivre l'évolution de chaque espèce sur un site donné.

Les données pourront être également utilisées dans le cadre d'enquêtes à plus large échelle.

Recensement avec survol de drone

Le prestataire qui réalise le survol par drone peut fournir un assemblage des photos ou fournir les photos non assemblées. Il existe des logiciels qui permettent de faire cet assemblage pour obtenir une orthomosaïque. Pour que l'assemblage soit faisable, il faut nécessairement un recouvrement des photos, vers l'avant et sur les côtés.

Pour faciliter le calage de l'assemblage des photos, il peut s'avérer utile de positionner, avant la saison de reproduction, dans ou autour de la colonie des points de contrôle au sol, des repères facilement identifiables sur les photos aériennes, et de relever leur position au GPS.

Le repérage des oiseaux, et l'identification des espèces, sur les photos se fait d'après la couleur et la forme. Le contraste entre les oiseaux, et leurs nids, et le substrat ou le couvert végétal est un élément important pour le repérage des reproducteurs sur les photos.

Si le nombre de nids n'est pas trop important, le comptage peut se faire à la main sur un tirage papier des photos ou de l'orthomosaïque, tout en examinant les photos à l'écran sur un ordinateur. Pour faciliter le comptage sur les photos, il est possible de générer un quadrillage, puis de faire le dénombrement des nids carré par carré (par exemple 50 x 50 m). Des logiciels de traitement d'image ou de SIG peuvent être utilisés pour faire les comptages manuels sur les photos à l'écran sur un ordinateur, en utilisant l'outil comptage, avec différents calques ou différentes couleurs des points en fonction des différentes espèces présentes.

Les points identifiés peuvent être classés en 3 catégories : nid certain (base de nid visible et oiseau en position de couveur), nid probable (oiseau en position de couveur mais pas de base de nid visible), pas de nid (oiseau debout et pas de matériaux de nid visibles).



Il est possible d'automatiser la reconnaissance des oiseaux sur les photos, voire d'identifier les différentes espèces présentes, d'après leur spectre de couleur, et le procédé utilisé est plus ou moins complexe et nécessite d'être testé et validé en comparant les résultats avec un comptage visuel.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Marais de Gannedel, Ile Chevet.

Bibliographie

- Cadiou B., 2020. *Utilisation du drone pour le recensement des colonies d'oiseaux marins*. Bretagne Vivante, Observatoire régional de l'avifaune en Bretagne & GISOM (Groupement d'intérêt scientifique oiseaux marins). 20p.
- GOB (coord.), 2012. *Atlas des oiseaux nicheurs de Bretagne*. Groupe ornithologique Breton, Bretagne Vivante-SEPNB, LPO 44, Groupe d'études ornithologiques des Côtes-d'Armor. Delachaux et Niestlé, 512 p.
- MARION L., 2007. Recensement national des Hérons coloniaux de France en 2007 : Héron cendré, Héron pourpré, Héron bihoreau, Héron crabier, Héron garde-bœufs, Aigrette garzette, Grande Aigrette. *Alauda* 77 : 243-268.
- MARION L., 2019. 11ème recensement national des Hérons nicheurs : Héron cendré, Héron pourpré, Héron bihoreau, Héron crabier, Héron garde-bœufs, Aigrette garzette, Grande Aigrette. *Méthodologie*. 1 p.



Suivi des colonies de cormorans

Fiche protocole **2.8**

Objectifs/Résultats

Réaliser un suivi des colonies de grands cormorans (*Phalacrocorax carbo*) et de cormorans huppés (*Phalacrocorax aristotelis*), afin d'évaluer les effectifs reproducteurs et la production en jeunes.

Époque de l'année

Recensement de l'effectif nicheur :

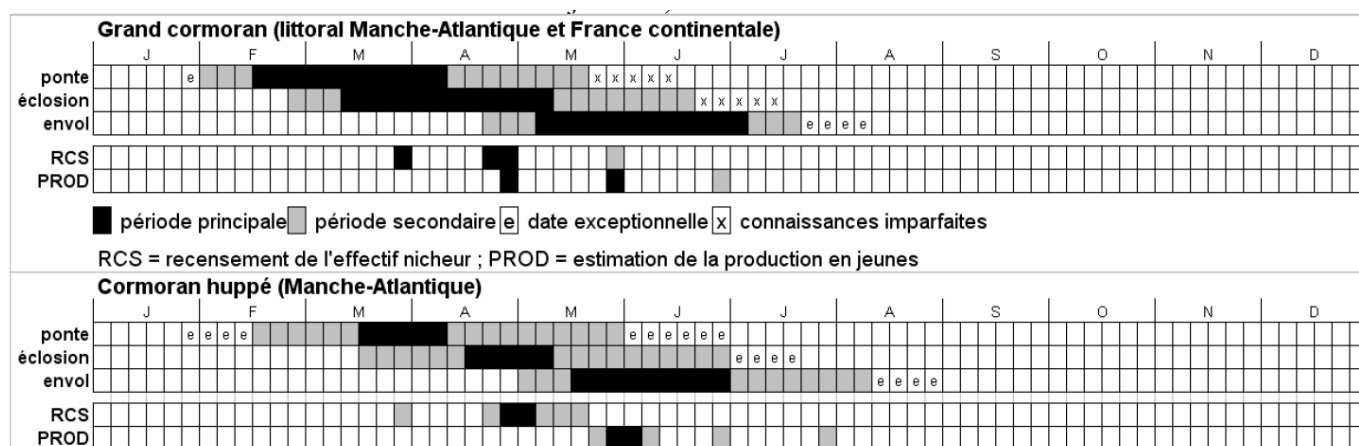
La période optimale pour le recensement des colonies est la période à laquelle on rencontre le maximum de nids construits, qu'ils soient encore vides, avec des pontes ou des jeunes, ou qui ont eu des jeunes qui se sont déjà envolés. Cette période favorable du pic de la reproduction se situe approximativement entre le début et la moitié des éclosions.

Pour le grand cormoran, tant en milieu littoral qu'en milieu continental, il s'agit généralement de la **dernière décade d'avril**.

Pour le cormoran huppé sur le littoral Manche-Atlantique, la période de comptage la plus optimale peut aussi se situer **fin avril** mais il s'avère que, dans le cas d'une visite unique, les recensements sont souvent réalisés **vers la mi-mai** en même temps que le dénombrement des goélands présents dans la même localité.

Suivi de la production en jeunes :

- Suivi sur l'ensemble de la colonie : les visites sont à programmer aux périodes clés : généralement **fin avril** lors du pic d'incubation pour recenser la colonie et avoir les nids précoces avant le départ des premiers jeunes volants (correspond au passage pour le recensement de l'effectif nicheur), **fin mai - début juin** pour la majorité des nids et **fin juin - début juillet** pour les nids tardifs. La date des derniers passages est à déterminer et à ajuster en fonction des contenus de nids et de l'âge des poussins.
- Suivi individuel des nids : les suivis sont assurés au minimum sur une base hebdomadaire, et peuvent même être parfois quasi-quotidiens, entre fin avril et début juillet.





Périodicité

Recensement de l'effectif nicheur :

1 passage minimum

Suivi de la production en jeunes :

Suivi sur l'ensemble de la colonie : Quelle que soit l'espèce, **au moins trois visites** sont à prévoir sur l'ensemble de la saison compte tenu de l'étalement de la reproduction.

Suivi individuel des nids : Les suivis sont assurés au minimum sur une base hebdomadaire, et peuvent même être parfois quasi-quotidiens, entre fin avril et début juillet.

Horaire

En journée. Le temps de présence au sein de la colonie, ou d'une sous-colonie, ne doit pas dépasser 30 minutes.

Conditions météorologiques

Privilégier les jours sans pluie, avec vent nul à faible, mer calme et sans brouillard. Les journées de forte chaleur sont à éviter afin d'éviter l'insolation des très jeunes oiseaux laissés au nid par leurs parents qui ont décollé à la vue des observateurs.

Matériel

Des jumelles voire une longue-vue peuvent s'avérer nécessaires pour les comptages à distance.

Méthode

1- Recensement de l'effectif nicheur

Le recensement des cormorans huppés et des grands cormorans est basé sur l'identification des **nids apparemment occupés (NAO)**, c'est-à-dire les nids complètement construits avec une coupe bien nette (avec ou sans ponte ultérieure). **Le nombre total de nids élaborés dénombrés fournit l'estimation du nombre de couples reproducteurs.**

Méthode 1 : observation à distance

Contexte

Cette méthode est utilisée pour les comptages depuis des points hauts, ou à défaut favorables au stationnement de l'observateur, depuis l'estran si l'accès est possible, ou sinon depuis une embarcation en mer, pour les falaises et en milieu terrestre. La méthode concerne donc les colonies pour lesquelles un recensement de loin est nécessaire ou conseillé pour éviter le dérangement, ou pour lesquelles l'observation à distance est la seule méthode envisageable. La méthode est à réserver en priorité aux colonies marines car, sauf cas particulier, elle est source d'une sous-évaluation importante pour les colonies arboricoles. Pour les comptages en falaises réalisés depuis l'estran, les visites se font autant que possible au moment de la basse mer par fort coefficient pour disposer d'un recul suffisant pour les observations. L'observation en bateau permet de compléter les décomptes réalisés depuis la terre pour les grottes, les parois non visibles de terre et les faces cachées des îlots.

Moyens humains

Pour les prospections en pied de falaise, sur un estran, et pour les observations réalisées en mer depuis une embarcation, au moins deux observateurs assurent le comptage pour le rendre plus fiable et, surtout, pour assurer leur sécurité. À partir d'un point d'observation à terre, un ou deux observateurs assurent le comptage.

Méthodologie

Il s'agit de repérer les nids, ce qui n'est pas toujours aussi facile qu'on le croit malgré leur grande taille. La localisation de certains nids peut en effet s'avérer difficile (grotte, fissure, corniche en haut de falaise, etc.).



Unité de dénombrement

Il faut compter les **nids apparemment occupés (NAO)**, c'est-à-dire les nids élaborés occupés par des adultes et capables de recevoir une ponte (amas de matériaux avec une coupe nette), nids avec couveur avéré ou potentiel (oiseau en position apparente d'incubation) et nids avec poussins visibles. Si cela s'avère nécessaire, donner une estimation (fourchette avec minimum - maximum) pour les zones peu visibles (oiseaux vus d'en dessous, en alerte sur le bord d'une corniche, etc.).

Méthode 2 : prospection de la colonie sur une île

Contexte

Pour les îles « plates » où le recensement de loin est impossible, une prospection se fera à pied au sein de la colonie. Les problèmes présentés par ces recensements sont essentiellement liés :

- au très grand étalement de la saison de reproduction ;
- à la fragilité des poussins (nidicoles) au froid, à la pluie ou au fort soleil ;
- à la grande sensibilité des adultes au dérangement et à la sensibilité réduite des goélands voisins au même dérangement, ce qui conduit à une prédation inévitablement accrue des nids de cormorans par les goélands dès lors que la population nicheuse de goélands est importante et dense.

Moyens humains

Selon la topographie des lieux, l'importance de la colonie et la densité des nids, le nombre d'observateurs peut varier. Un minimum de trois à six personnes est généralement nécessaire, avec par exemple une ou deux personnes assurant le recensement pendant que les autres veillent à éviter la prédation par les goélands ou les départs de jeunes. Afin de réduire le dérangement des oiseaux, le nombre d'observateurs doit être adapté à la surface de la colonie à prospecter : trop d'observateurs peuvent induire un dérangement plus important que nécessaire et trop peu augmente le temps de présence.

Méthodologie

Une colonie est constituée de divers sous-ensembles facilement distinguables et identifiables (« plaques » ou sous-colonies), et qui peuvent être sommairement cartographiées sur un plan de l'îlot préparé à l'avance. La chronologie des pontes montre généralement des variations à l'échelle de ces sous-ensembles. Il peut donc être intéressant de définir clairement les différentes zones recensées pour permettre des comparaisons entre années, et éventuellement individualiser des sous-unités facilement identifiables sur la base de critères topographiques évidents.

Le ou les recenseurs principaux progressent lentement et prudemment dans la colonie, les autres observateurs avancent parallèlement en aidant à identifier les nids et leur contenu, tout en veillant aux goélands et aux grands jeunes. Dans le cas des cormorans huppés, il faut bien rechercher les couples installés dans les chaos de blocs, dont les nids sont parfois peu visibles, ou ceux installés sous une végétation parfois dense. Il faut remarquer qu'il est aussi tout à fait envisageable de recenser par photographie aérienne, depuis un avion ou un ULM, certaines de ces colonies installées sur des îles relativement plates et sans couvert végétal important.

Unité de dénombrement

Il faut compter les nids apparemment occupés (NAO), c'est-à-dire :

- Les nids avec indice de reproduction : nids garnis contenant des œufs ou des poussins ;
- Les nids qui ont eu des jeunes qui se sont déjà envolés ou qui ont quitté le nid à l'approche de l'observateur ;
- Les nids élaborés, achevés ou toujours en construction, c'est-à-dire avec une coupe bien nette (les simples ébauches de nids, sans coupe nette, peuvent être comptabilisées à part) ;
- Les nids détruits sont pris en compte en vérifiant qu'ils présentent des traces d'occupation de l'année. Rappelons que, normalement, il ne subsiste pas de vieux nids de l'année précédente et que, s'il en reste, ils sont facilement identifiables (absence de traces d'activité récente telles que fientes fraîches, restes de poissons, etc.).
- Les simples ébauches, avec des apports de matériaux plus ou moins importants, peuvent être également comptées, mais leur nombre n'est pas à inclure dans le bilan final de l'effectif nicheur.



Il est utile de répertorier le contenu précis des nids lors de la prospection de la colonie, de manière systématique sur l'ensemble des secteurs prospectés, pour avoir une idée globale de l'avancement des pontes.

Il est généralement indispensable de déposer une marque dans tous les nids rencontrés pour éviter les doubles comptages (utiliser des marques aisément biodégradables et discrètes, papiers ou pâtes alimentaires par exemple ; éviter le marquage des œufs).

Cas particulier des colonies mixtes avec les deux espèces de cormorans

Avec un peu d'expérience, le nid, la ponte et les poussins des deux espèces de cormorans sont reconnaissables. L'implantation du nid est généralement en situation plus abritée pour les cormorans huppés et les nids sont généralement bien plus volumineux pour les grands cormorans, avec une importante quantité de matériaux de construction. L'utilisation d'un gabarit avec les dimensions moyennes des œufs de grands cormorans (66×41 mm) et de ceux des cormorans huppés (63×39 mm) ne s'avère pas particulièrement utile pour distinguer les nids des deux espèces, compte tenu de la faible différence de taille.

Méthode 3 : prospection de la colonie arboricole

Selon le lieu d'implantation de la colonie et la topographie des lieux, le comptage des colonies continentales arboricoles du grand cormoran se fait par prospection au pied des arbres ou par dénombrement à distance depuis un ou plusieurs points d'observation favorable. Dans le premier cas de figure, la méthodologie de dénombrement est proche du cas de la prospection des colonies sur une île, mais avec quelques spécificités. Lorsque le dérangement est peu risqué (arbres élevés, oiseaux habitués...), privilégier un ou deux comptages entre fin avril et mi-juin. Si l'on craint de provoquer trop de dérangement (arbres bas), fixer la date de recensement en tenant compte de l'apparition des feuilles qui vont masquer les nids. Il faut éviter de faire le dénombrement après la saison de nidification et après la chute des feuilles, car de nombreux nids auront été détruits entre temps (pillage des matériaux des nids vides par les oiseaux). Le nombre d'observateurs doit être suffisant pour réduire au maximum le temps de dérangement de la colonie.

Progresser lentement et prudemment dans la colonie au pied des arbres pour vérifier que chaque nid est ou a été occupé.

Compter les **nids apparemment occupés (NAO)**, c'est-à-dire les nids avec indice de reproduction (poussins vus ou entendus) et les nids apparemment élaborés et occupés (présence de fientes sur les feuilles ou au sol). Il ne faut pas perdre de vue les risques que l'on fait courir aux nichées, avec l'éjection possible d'œufs ou de jeunes poussins en cas de départ précipité du couveur, surpris par la présence des observateurs au sol, et aussi le risque de refroidissement des œufs ou tout jeunes poussins. Des corneilles noires ou des pies bavardes peuvent aussi profiter du dérangement pour exercer une prédation dans les nids. Dans le cas de colonies arboricoles plurispécifiques, il convient de faire particulièrement attention au risque de confusion des nids de grands cormorans avec ceux d'ardéidés tels que les hérons cendrés par exemple.

Amélioration de l'exhaustivité des dénombrements

Lorsqu'un seul recensement est effectué, le nombre de nids est toujours inférieur au nombre réel de couples nicheurs. Cet écart est minimisé en recensant fin avril. Si deux comptages peuvent être faits, le premier fin avril, le second plus tard, il est judicieux de localiser les nids, ou groupes de nids, sur une photo ou sur un plan à la première visite, ce qui permettra de comparer les bilans et d'identifier les nouvelles implantations lors du second recensement. Le repérage de sous-secteurs distincts (groupes de nids plus ou moins importants) permettra aussi de tenir compte de la chronologie différente à l'échelle de ces groupes lors d'une même saison de reproduction. Cette répétition du comptage permettra d'évaluer au mieux le nombre de couples nicheurs. Dans ce cas, il faudra indiquer le bilan, et la date, de chacun des comptages et le nombre total de nids différents repérés.

Remarques particulières :

- Pour les falaises littorales, il faut définir clairement les différentes zones recensées (pour permettre des comparaisons entre années), et individualiser si possible des sous-unités facilement identifiables (critères topographiques évidents : crique, pointe, etc.).



- Dans le cas de suivis dans la saison, avec cartographie des nids et suivi individuel sur des bordereaux standardisés (visites au minimum hebdomadaires, au maximum tous les quinze jours), c'est le bilan nid par nid pour fournir le nombre total de couples nicheurs. Lorsque ces suivis nid par nid ne se font pas par observation à distance mais par prospection directement dans la colonie, il faut veiller à réduire au maximum le dérangement.
- Si plusieurs comptages sont effectués sur une période de quelques semaines, il faut prendre en compte le recensement avec l'effectif maximum sur l'ensemble de la localité considérée (et surtout pas la somme des maximums pour chaque sous-division !).
- Le nombre total d'adultes présents (sur nid ou non) peut être intéressant à noter (mais éviter les comptages en soirée). En effet, un nombre important d'adultes par rapport à un faible nombre de nids peut indiquer une saison particulièrement tardive ou mauvaise, ou une forte proportion de non reproducteurs (adultes en « année sabbatique »).

Les difficultés du recensement :

- L'effectif total n'est atteint lors d'aucune visite particulière, car à chaque visite des nids progressent vers le stade élaboré tandis que d'autres, au contraire, régressent pour diverses causes.
- Les couples reproducteurs construisent souvent plusieurs nids dans la saison.
- La localisation de certains nids peut s'avérer difficile (grotte, fissure...).
- Un abandon de la tentative de reproduction est possible si les conditions environnementales sont défavorables, même tardivement.
- Une forte variation interannuelle du pic des pontes (plus précoce ou plus tardif que la normale) peut s'observer à l'échelle d'une colonie et une variation annuelle peut aussi s'observer à l'échelle régionale entre différents secteurs géographiques (cf. principales données sur la biologie des cormorans en annexe). Il convient donc de noter l'état d'avancement de la reproduction lors du comptage.

A noter que, sauf exception, notamment dans le cas des colonies arboricoles de grands cormorans, les nids sont lessivés par les intempéries hivernales et ne sont pas réutilisés d'une année à l'autre. Il n'y a donc normalement pas de vieux nids dont la présence pourrait fausser les recensements.

2- Suivi de la production en jeunes

La production est le nombre moyen de jeunes à l'envol par couple nicheur. Le suivi de la production peut se faire sur l'ensemble d'une colonie ou sur une sous-colonie (« plaque »), sans détail par nid, ou alors par un suivi individuel des nids, positionnés et numérotés sur une cartographie, avec prise de notes sur un bordereau standardisé. L'échantillon d'étude doit compter au minimum quelques dizaines de nids pour que les données collectées présentent un réel intérêt biologique. L'étalement de la saison de reproduction chez les deux espèces de cormorans implique d'avoir des suivis également étalés dans le temps pour évaluer au mieux la production en jeunes (voir à ce sujet Newson & Bregnballe 2003).

Méthodes

Les différents secteurs retenus pour l'étude sont nommés et reportés sur un fond de carte.

Méthode 1 : suivi global de la colonie ou d'une partie de la colonie

Cas des zones sans point d'observation favorable à distance

Le dénombrement des nids est réalisé par prospection de la colonie (voir méthode 2 de la partie « Recensement de l'effectif nicheur »).

Lors de la visite unique ou des quelques visites effectuées avant la dispersion des premiers jeunes, le nombre de grands jeunes (déjà volants ou non) est noté sur le fond de carte, en fonction des zones où ils se trouvent (par exemple sur l'île, sur l'estran ou sur l'eau à proximité pour les colonies littorales). Si besoin, une visite complémentaire peut être programmée quelques semaines plus tard. Pour résumer, un premier passage permet de dresser un premier bilan de l'effectif nicheur et de l'état d'avancement de la reproduction. Un second passage, avant la date de départ présumé des nichées les plus précoces, permet une réévaluation de l'effectif nicheur et permet une première évaluation très grossière de la production. Un troisième passage, quelques semaines plus tard (à déterminer en fonction de l'âge moyen des poussins au précédent passage), permet de dresser un nouvel état des lieux avant le pic des départs de jeunes et



d'obtenir une seconde estimation de la production. Un quatrième, voire cinquième passage, est facultatif et à envisager selon le bilan du précédent passage et des dernières vérifications à faire (échecs ou envols pour les nids les plus tardifs). Il faut évidemment connaître précisément le déroulement de la saison de reproduction pour identifier les dates optimales de passage pour dénombrer les jeunes et estimer la production. En cas de seconde visite unique, après une première visite pour le recensement des nids, il faut la programmer lorsque la majorité des jeunes est âgée de 5 à 7 semaines. À chaque visite, on note les nids avec couveur, le nombre de poussins visibles dans les nids ou aux abords des nids, si possible par famille. Les poussins morts sont également répertoriés.

Attention à bien distinguer les jeunes des deux espèces dans le cas des colonies mixtes avec des grands cormorans et des cormorans huppés.

Attention au comportement des jeunes oiseaux qui, en cas de dérangement, peuvent quitter les nids pour se mettre à l'eau. C'est notamment le cas pour les grands cormorans au-delà de 3-4 semaines. Les observateurs doivent veiller à ne pas engendrer un risque de mortalité pour les jeunes et une réduction de la production.

Dans ce type de suivis, comme les grands jeunes sont très mobiles et souvent regroupés en crèche, il devient impossible d'identifier des familles avec précision et donc de connaître la répartition de la taille des nichées à l'envol (nombre de nids avec aucun, un, deux, trois ou quatre jeunes à l'envol), et la production est calculée de manière globale.

Les dernières visites permettront d'estimer le nombre de jeunes à l'envol (NBJ ; généralement une fourchette à 5-10 jeunes près ou à quelques dizaines près selon l'importance de la colonie).

Méthode 2 : suivi individuel des nids

Cas des zones facilement observables à distance

Les nids sont situés sur des zones facilement identifiables et observables à distance sans dérangement des oiseaux (falaises, îlots, arbres). Les nids sont positionnés sur une cartographie (photographie ou croquis) et numérotés, le numéro étant repris dans les bordereaux standardisés de suivi (avec une ligne par nid et une colonne par date de visite). Dans le cas des cormorans huppés, les sites où le nid est construit sont généralement physiquement stables et la même cartographie peut être utilisée tous les ans, en ajoutant des numéros pour les nouveaux emplacements. Pour les grands cormorans, par contre, la cartographie ne peut être valable que pour la saison de reproduction en cours. Une photographie prise lors de la première visite de comptage peut donc servir de base cartographique.

À chaque visite, la présence d'adulte (aucun, un ou deux adultes) et le contenu des nids (lorsqu'il est visible) sont notés sur le bordereau (couveur sur un nid au contenu inconnu, coupe vide, 1 à 6 œufs, 1 à 6 poussins, n œufs + n poussins, restes de coquilles, présence de poussin mort, etc.). La classe d'âge des poussins est également notée sur les bordereaux (en distinguant plusieurs catégories, identifier par un code alphabétique à une ou deux lettres, voir détails plus loin dans le texte).

Attention aux grands jeunes qui peuvent stationner à une distance variable de leur nid d'origine. Lorsque l'intérieur des cavités utilisées par les cormorans huppés en falaise n'est quasiment jamais visible, la fréquence des observations doit être quasi-quotidienne pour pouvoir dénombrer les grands jeunes proches de l'envol, qui viennent s'exercer les ailes à l'entrée des sites.

Paramètres du relevé

Les paramètres du relevé sont détaillés précisément dans chaque méthode de recensement.

Recensement de l'effectif nicheur :

Il s'agira :

- De compter les nids élaborés (nid vide, avec oiseau en position d'incubation, avec œufs, avec poussins et adultes ou poussins seuls), mais également les apports plus ou moins substantiels de matériaux (qui peuvent être abandonnés ou détruits par d'autres couples). Le contenu précis de chaque nid peut aussi être noté.
- D'estimer pour les zones difficilement visibles (oiseaux vus d'en dessous...) le nombre de sites apparemment occupés (SAO).



- De noter si possible le nombre total d'adultes présents (sur nid ou non) (éviter les comptages en soirée). En effet, un nombre important d'adultes par rapport à un faible nombre de nids peut indiquer une saison inhabituellement tardive ou mauvaise, ou une forte proportion de non reproducteurs.

Les simples ébauches, sans coupe nette, avec des apports de matériaux plus ou moins importants, peuvent être également comptées à part, mais leur nombre n'est pas à inclure dans le bilan final de l'effectif nicheur.

Les nids détruits peuvent aussi être pris en compte en vérifiant qu'ils présentent des traces d'occupation de l'année.

Il est utile de répertorier le contenu précis des nids lors de la prospection de la colonie, de manière systématique sur l'ensemble des secteurs prospectés, pour avoir une idée globale de l'avancement des pontes.

Reporter les résultats des différents dénombrements dans un tableau de synthèse du type :

Date	Observateur	Secteur	Nids élaborés					Apports matériaux	SAO	Nombre d'adultes
			Vide	Couve	Œufs	Poussins + adultes	Poussins seuls			

Si plusieurs comptages sont effectués sur une période de quelques semaines, retenir celui avec l'effectif maximum sur l'ensemble de la zone considérée (et surtout pas la somme des maximums pour chaque sous-division).

Suivi de la production en jeunes :

Suivi global de la colonie :

À chaque visite, on note les nids avec couveur, le nombre de poussins visibles dans les nids ou aux abords des nids, si possible par famille. Les poussins morts sont également répertoriés.

Suivi individualisé des nids :

À chaque visite, la présence d'adulte(s) (aucun, un ou deux adultes) et le contenu des nids (lorsqu'il est visible) sont notés sur le bordereau (couveur sur un nid au contenu inconnu, coupe vide, 1 à 6 œufs, 1 à 6 poussins, n œufs + n poussins, restes de coquilles, présence de poussin mort, etc.). La classe d'âge des poussins est également notée sur les bordereaux (en distinguant plusieurs catégories, identifier par un code alphabétique à une ou deux lettres : voir ci-après).

Critères d'âge chez le grand cormoran

Lors des observations, noter la classe d'âge des poussins en utilisant les abréviations suivantes :

- **ON** = oisillon nu
- **OD** = oisillon en duvet
- **PM** = poussin moyen capable de sortir du nid
- **GP** = grand poussin emplumé mais incapable de voler
- **JV** = grand jeune, potentiellement ou effectivement volant

Des classes d'âge plus précises devraient pouvoir être distinguées, comme pour le cormoran huppé (cf. ci-dessous)

Critères d'âge chez le cormoran huppé

Lors des observations, noter la classe d'âge des poussins en utilisant les abréviations suivantes (d'après les observations de Matthieu Fortin) :

- **Z** (stade 0) : à l'éclosion ou moins d'un jour



- **A** (stade 1) : quelques jours, poussin nu pas de duvet
- **B** (stade 2) : 1 semaine, apparition du duvet, couverture non uniforme sur le corps
- **C** (stade 3) : 2 semaines, duvet court sur le corps, aile en moignon et tête nue
- **D** (stade 4) : 3 semaines, duvet gris sur l'ensemble du corps, tête comprise, les fourreaux des rémiges primaires sont apparents
- **E** (stade 5) : 4 semaines, duvet dense, les rémiges commencent à sortir des fourreaux, les fourreaux des rectrices sortent
- **F** (stade 6) : 5 semaines, rémiges bien visibles, les rectrices sortent. L'oiseau atteint sa taille adulte
- **G** (stade 7) : 6-7 semaines, les plumes de vols (rémiges, rectrices) sont en fin de pousse, les plumes de contours remplacent le duvet, l'oiseau apprend à voler.

Noter lors des relevés les codes Z à G à la place de l'habituel P pour poussin

Exemple : 1Z2w pour un nid avec 1 tout petit poussin et 2 œufs

Précautions

Dans le cas de prospection à pied de la colonie, il ne faut pas perdre de vue les risques que l'on fait courir aux nichées (éjection possible d'œufs ou de jeunes poussins en cas de départ précipité du couveur, risque de refroidissement, départ prématuré de grands poussins, au-delà de 3-4 semaines et selon l'emplacement du nid, notamment ceux des grands cormorans qui peuvent se jeter à l'eau, etc.). Tous ces dangers justifient une grande prudence dans la progression, d'autant qu'ils sont aggravés par l'étalement particulièrement grand des pontes chez ces espèces. Il faut s'assurer que les goélands ne vont pas détruire trop d'œufs ou de poussins en limitant le temps de présence et, en particulier, en prévoyant lorsque c'est possible un chemin de progression qui permet d'éviter de passer deux fois (aller-retour) dans le même secteur. À ce sujet, il faut signaler qu'en Norvège des comptages se font de nuit pour réduire la prédation par les goélands.

Fréquence pour un suivi

Ce suivi est à réaliser à intervalles réguliers pour suivre les effectifs. La durée de l'intervalle est à définir en fonction des objectifs de l'étude (à titre indicatif : tous les 5 ans).

Traitement des données et valorisation des résultats

Effectif nicheur :

Les données recueillies lors des prospections de colonies permettent d'estimer le nombre de couples de chaque espèce présents sur la colonie. En effet, le nombre total de nids élaborés dénombrés fournit l'estimation du nombre de couples reproducteurs.

Les données complémentaires (apports de matériaux, nids élaborés vides, etc.) permettent d'évaluer l'état d'avancement du cycle de reproduction (ratio Apports / Nids élaborés ; proportion de nids élaborés vides...).

Calcul de la production en jeunes :

Le rapport entre le nombre de jeunes et le nombre de couples nicheurs fournira une **estimation de la production**, en nombre de jeunes (NBJ) par couple nicheur (NBC) : **PROD = NBJ/NBC**.

Exemple : 75-78 couples ont 118-126 jeunes à l'envol. **PRODmin = NBJmin/NBCmax = 118/78**, valeur minimale, et **PRODmax = NBJmax/NBCmin = 126/75**, valeur maximale possible. La production est donc de 1,51-1,68 jeune par couple. Lorsqu'il reste encore des poussins âgés de quelques jours à quelques semaines (stades ON à PM pour le grand cormorand et stades A à E pour le cormorand huppé) à la date de la dernière visite, il faut les considérer comme potentiellement produits en les incluant dans la fourchette haute : pour le grand cormorand NBJmin = JV+GP et NBJmax = JV+GP+OD+ON (voir critères d'âge ci-dessus) pour le cormorand huppé NBJmin = G+F et NBJmax = G+F+E+D+C+B+A (voir critères d'âge ci-dessus).

Lorsqu'un suivi individuel des nids est réalisé, il est possible de calculer également le taux de succès, c'est-à-dire le pourcentage de couples élevant au moins un jeune à l'envol. La performance de chaque nid ayant atteint le stade de nid élaboré (couple nicheur) peut également être calculée, à savoir échec de la reproduction (avec éventuellement une information plus précise : échec au stade du nid, de l'œuf ou du



poussin) ou envol de jeunes (avec le détail du nombre de jeunes à l'envol). Lors de la réalisation du bilan, il faut bien évidemment tenir compte de l'étalement de la saison de reproduction et de la réoccupation de certains nids en cours de saison (voir Jenard 2008 pour une discussion sur le sujet).

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Ile Notre-Dame

Bibliographie

CADIOU B. (coord.), 2009. *Méthodes de suivi des colonies d'oiseaux marins : dénombrement de l'effectif nicheur et suivi de la production en jeunes*. Document de travail préparé dans le cadre de l'enquête « oiseaux marins nicheurs de France 2009-2010 ». Groupement d'intérêt scientifique oiseaux marins (GISOM) 97p.

GOB (coord.), 2012. *Atlas des oiseaux nicheurs de Bretagne*. Groupe ornithologique Breton, Bretagne Vivante-SEPNB, LPO 44, Groupe d'études ornithologiques des Côtes-d'Armor. Delachaux et Niestlé, 512p.



Inventaire et suivi des populations d'oiseaux d'eau

Fiche protocole **2.9**

Objectifs/Résultats

Réaliser un inventaire qualitatif et quantitatif des espèces d'oiseaux d'eau présentes sur un site.

Mesurer l'intérêt d'un site pour les populations d'oiseaux d'eau (nidification, migration, hivernage) et mettre en évidence une responsabilité du site.

Époque de l'année

En fonction des populations choisies :

- Populations d'oiseaux nicheurs : mai, juin, juillet
- Populations d'oiseaux migrateurs : mars, avril et août, septembre, octobre
- Populations d'oiseaux hivernants : novembre, décembre, janvier, février

Périodicité

A minima, un passage par mois, autour du 15 du mois sera réalisé.

En janvier, le passage coïncidera (dans un intervalle de 15 jours maximum) avec le recensement international des oiseaux d'eau hivernants de l'ouest-paléarctique, coordonné par l'organisation Wetlands International.

Pour les oiseaux migrateurs et hivernants, un passage par quinzaine est optimum mais un passage par mois peut suffire en fonction des résultats recherchés. Des passages plus réguliers peuvent être réalisés en cas de vagues de froids.

Pour les oiseaux nicheurs, un passage par mois peut suffire en cas d'inventaire qualitatif. Mais il peut être plus intéressant de réaliser un passage par semaine, afin d'obtenir un nombre de couples précis à l'échelle d'un site, en dénombrant le nombre de nichées et de jeunes.

Horaire

Les comptages seront effectués de préférence le matin à l'exception des comptages des dortoirs de mouettes rieuses, laridés, ardéidés ou grands cormorans qui seront réalisés à la tombée de la nuit.

Conditions météorologiques

Eviter les matinées de forte pluie, de vent ou de brouillard.

Matériel

Tenue de terrain, fiches de relevés, crayon à papier, jumelles, longue vue, cartes, GPS

Méthode

Les comptages à vue sont particulièrement adaptés au comptage des oiseaux d'eau. Ces derniers sont facilement observables puisque souvent rassemblés sur des espaces de grande étendue. Les visites devront permettre de réaliser un dénombrement quasi-exhaustif de l'ensemble des oiseaux présents sur un site. L'utilisation d'une longue-vue peut s'avérer indispensable.

Pour cela, on choisira si possible d'observer depuis des points élevés pour obtenir une meilleure perspective. Les points d'observation seront déterminés au préalable à l'aide d'observateurs connaissant bien le site. Ces points ou circuits sont fixés définitivement. Un protocole simplifié est rédigé à l'échelle de chaque site afin de procéder toujours de la même manière dans l'organisation du comptage. Il précise les contours du site, les accès, la localisation des points d'observation, le nombre d'observateurs nécessaires, les jours les plus favorables et la durée de comptage moyen.



En période de reproduction, s'il est fait le choix de réaliser un passage par semaine, les nichées et les poussins seront dénombrés précisément. L'âge de chaque poussin sera évalué afin de différencier les anciennes nichées des nouvelles, et d'estimer ainsi précisément le nombre de couples.

En période hivernale, certains sites peuvent servir de dortoir nocturne, en particulier pour la mouette rieuse. En journée, cette espèce se disperse dans les campagnes pour s'alimenter, et rejoint chaque soir un dortoir pour y passer la nuit. Il peut être intéressant de dénombrer ces dortoirs. Il est préférable pour cela d'arriver 2 à 3 heures avant la tombée de la nuit, afin de compter les oiseaux arrivant par vagues successives sur le site suivi.

Paramètres du relevé

Les paramètres suivants seront relevés à chaque passage :

- Nom de l'observateur
- Date
- Heure de début et de fin,
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement
- Numéro du point
- Numéro de passage
- Contacts : espèce, âge (adulte/jeune), sexe (si possible), nombre d'individus
- Localisation précise

Précautions

Une vigilance est nécessaire pour ne pas déranger les oiseaux pendant le comptage, et de ne pas engendrer de pertes d'énergie inutiles pour les oiseaux, notamment pendant la période de reproduction.

Fréquence pour un suivi

Afin d'observer des tendances d'évolution, ce protocole peut être renouvelé tous les ans ou à intervalle régulier (tous les 3 à 5 ans).

Traitement des données et valorisation des résultats

L'analyse des données devra permettre d'établir une liste des espèces présentes sur le site et d'évaluer l'importance numérique des populations (nombre de couples pour la surface de l'étang, nombre de jeunes à l'envol, etc.). Des tendances d'évolution pourront être observées si le suivi est réalisé à intervalle régulier. Les résultats pourront avoir une importance pour l'analyse des populations à plus grande échelle (localisation des dortoirs, dates de départ et d'arrivée, etc.). Des opérations de gestion favorables au maintien des espèces pourront être mises en place, notamment en lien avec la gestion des niveaux d'eau.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Domaine de Careil, Etang de Châtillon

Bibliographie

- FIERS V., 2004. *Guide pratique. Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité*. Réserves Naturelles de France. 263 p.
- GILBERT G., GIBBONS D.W. & EVANS J., 1998. *Bird monitoring methods. A manual of techniques for key UK species*. The Royal Society for the Protection of Birds, the Lodge, Sandy, Bedfordshire, 464p.
- GOB (coord.), 2012. *Atlas des oiseaux nicheurs de Bretagne*. Groupe ornithologique Breton, Bretagne Vivante-SEPNB, LPO 44, Groupe d'études ornithologiques des Côtes-d'Armor. Delachaux et Niestlé, 512 p.



Inventaire et suivi de l'Engoulevent d'Europe

Fiche protocole **2.10**

Objectifs/Résultats

Estimer le nombre d'individus d'Engoulevent d'Europe (*Caprimulgus europaeus*) établis sur un site et identifier les secteurs occupés.

Époque de l'année

Printemps – été (période d'activité vocale et de présence)

Périodicité

2 passages par transect d'écoute seront effectués entre début juin et mi-juillet, qui correspond à la période de chant.

Horaire

Au crépuscule : commencer 30 min après le coucher du soleil, recensement pendant une heure

A l'aube : commencer 1h30 avant le lever du soleil, recensement pendant une heure

En dehors de ces heures, l'activité des individus devient plus aléatoire.

Conditions météorologiques

Les passages se font toujours dans des conditions météorologiques favorables : temps calme sans vent, sans intempérie et sans froid « vif ». Les nuits de pleines lunes aident à suivre les déplacements des individus.

Matériel

Tenue de terrain, fiches de relevés, crayon à papier, jumelles, cartes, GPS, lampe.

Méthode

Découper la zone d'étude en autant de secteurs que nécessaire, sachant qu'un observateur peut difficilement couvrir plus de 80 ha en une soirée.

Définir au préalable un itinéraire (transect d'écoute) par secteur, d'une longueur maximale de 2 km et permettant d'avoir une couverture maximale de la zone parcourue. Ce transect d'écoute devra être parcouru en 1 heure.

Tout au long de la progression, localiser sur plan le plus précisément possible l'ensemble des contacts obtenus avec des mâles chanteurs. Lorsque deux mâles chantent simultanément, le faire apparaître sur le plan en reliant les deux mâles par un tireté. Lorsqu'un chanteur se déplace, le faire apparaître sur plan à l'aide d'une flèche.

A la fin de l'heure, l'observateur notera le nombre maximum de mâles entendus simultanément et réalisera une estimation du nombre de mâles cantonnés présents sur son secteur.

Paramètres du relevé

Chaque observateur se munira d'une feuille de relevé correspondant au tracé du transect à parcourir sur fond orthophoto. Les paramètres suivants seront relevés à chaque passage :

- Nom de l'observateur
- Date
- Heure de début/fin de relevé
- Conditions météorologiques : couverture nuageuse, précipitations, vent, visibilité, lune



Les informations relatives aux individus d'Engoulevent d'Europe seront localisées sur le plan :

m : mâle

m : mâle chanteur

f : femelle

? : Individu non sexé

m/f/? - - - - -> : mâle/femelle/ind en vol

m - - - - - m : 2 mâles chanteurs entendus simultanément

m - - - - -> : mâle chanteur se déplaçant

Précautions

Pas de précaution particulière dans la réalisation de ce protocole, l'espèce étant en général curieuse et peu farouche. Attention toutefois à bien rester sur des sentiers pour ne pas provoquer un dérangement d'autres espèces.

Fréquence pour un suivi

Afin de pouvoir observer des tendances d'évolution, ce suivi doit être réalisé à intervalle régulier, tous les trois à cinq ans.

Traitement des données et valorisation des résultats

A partir des résultats obtenus, et notamment l'effectif brut de mâles chanteurs à chaque passage et la superficie de l'aire d'étude, il est possible d'obtenir une densité (nombre de mâles chanteurs par hectare) et donc d'estimer la taille de la population de la zone d'étude (nombre de couples/ha).

L'analyse des données permet d'identifier la niche écologique la plus favorable pour l'espèce à une échelle locale. Des mesures de gestion spécifiques peuvent alors être mises en place afin d'assurer le maintien voire le développement de l'espèce et de mettre en place des zones de quiétude.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Vallée du Canut, Etang de l'Abbaye et tourbières de l'Abbaye et du Pâtis vert, Mégalithes et landes de Saint-Just

Bibliographie

Bretagne Vivante. *Suivi des effectifs nicheurs de l'Engoulevent d'Europe et de la Fauvette pitchou au printemps 2010 sur les Landes de Cojoux*. Bretagne Vivante – SEPNB pour le Département d'Ille-et-Vilaine. 6 p.

De Wavrin H., 1990. *L'Engoulevent d'Europe (Caprimulgus europaeus) en Wallonie et à Bruxelles*. Aves 27 (3) 137-158.

Fouliard Y., 2017. *Les Engoulevents d'Europe sur l'ENS de la Vallée du Canut*. Département d'Ille-et-Vilaine. 6 p.

GOB (coord.), 2012. *Atlas des oiseaux nicheurs de Bretagne*. Groupe ornithologique Breton, Bretagne Vivante-SEPNB, LPO 44, Groupe d'études ornithologiques des Côtes-d'Armor. Delachaux et Niestlé, 512p.

Guilbon S. & Morel R., 2014. *Recensement de l'Engoulevent d'Europe sur l'ENS de l'étang de l'Abbaye (Paimpont)*. Bretagne Vivante – SEPNB pour le Département d'Ille-et-Vilaine. 16 p.



Inventaire et suivi de la Marouette ponctuée

Fiche protocole **2.11**

Objectifs/Résultats

Déterminer la présence de la Marouette ponctuée (*Porzana porzana*) sur un site, identifier les secteurs occupés et estimer la taille de la population établie, afin de situer son importance à l'échelle régionale.

Époque de l'année

Entre le 15 mai et la fin du mois de juin.

Cette période permet de contacter des mâles chanteurs qui sont cantonnés et d'éviter les individus de passage.

Périodicité

2 passages par point d'écoute sont effectués au cours d'une même année :

- 1 passage mi-mai
- 1 passage début-juin

Horaire

Entre 22h et 2h du matin, qui correspond aux heures d'activités maximales des mâles chanteurs.

Conditions météorologiques

Par beau temps (peu de vent, pas de pluie, température clémente).

Matériel

Tenue de terrain, fiches de relevés, crayon à papier, jumelles, cartes, lampes, matériel pour la repasse.

Méthode

Dans la mesure où la Marouette ponctuée est une espèce très discrète, il est difficile de recenser ses populations nicheuses autrement qu'en dénombrant les mâles chanteurs la nuit.

Les prospections des zones favorables sont menées à partir de stations d'écoute distantes de 500 mètres durant les heures d'activités maximales des mâles chanteurs.

La durée de l'écoute, à chaque point, devra être de 10 min.

La première prospection doit être réalisée sans l'utilisation de la repasse car si elle incite les mâles à chanter, elle peut occasionner un dérangement non négligeable pour cette espèce.

Si l'absence de l'espèce est notée lors du premier passage, la repasse pourra être utilisée lors du second passage.

La repasse est séquencée de la manière suivante : 3 min d'écoute, 1 min de repasse, 2 min d'écoute, 2 min de repasse, 2 min d'écoute.

Paramètres du relevé

La direction de provenance des chants est portée sur une carte au 1/25000e et la position des mâles chanteurs est repérée par une simple triangulation à partir d'un second point d'écoute.



Précautions

La repasse doit impérativement être arrêtée dès qu'un oiseau répond afin d'occasionner le moins de dérangement possible.

Fréquence pour un suivi

Cette étude sera réalisée *a minima* tous les 5 ans afin d'observer l'évolution des effectifs.

Traitement des données et valorisation des résultats

A partir des résultats obtenus, et notamment l'effectif brut de mâles chanteurs à chaque passage et la superficie de l'aire d'étude, il est possible d'obtenir une densité (nombre de mâles chanteurs par hectare) et donc d'estimer la taille de la population de la zone d'étude (nombre de couples/ha). Le territoire d'un mâle avoisine les 400 à 800 m².

L'analyse des données permet également d'identifier la niche écologique la plus favorable pour l'espèce à une échelle locale. Des mesures de gestion spécifiques peuvent alors être mises en place afin d'assurer le maintien voire le développement de l'espèce et de mettre en place des zones de quiétude.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Marais de Gannedel

Bibliographie

- Fouliard Y., 2017. *Protocole de suivi de la population nicheuse de la Marouette ponctuée dans le Marais de Gannedel*. Département d'Ille-et-Vilaine. 2 p.
- Groupe ornithologique et naturaliste du Nord-Pas-de-Calais, 2015. *Dénombrement des mâles chanteurs de Marouette ponctuée dans le Nord – Pas-de-Calais*. Enquête. METHODOLOGIE. Programme ACOBIO. 3 p.
- GOB (coord.), 2012. *Atlas des oiseaux nicheurs de Bretagne*. Groupe ornithologique Breton, Bretagne Vivante-SEPNB, LPO 44, Groupe d'études ornithologiques des Côtes-d'Armor. Delachaux et Niestlé, 512 p.

3.

Protocoles d'inventaire et de suivi
de l'**HERPÉTOFAUNE**





Inventaire et suivi des populations de reptiles

Fiche protocole **3.1**

Objectifs/Résultats

Connaître les espèces de reptiles présentes sur un site à un instant donné et dans le temps.

Les protocoles sont adaptés des protocoles de suivi des populations de reptiles élaborés par la Société Herpétologique de France (SHF) dans le cadre du programme national POPReptile¹.

POP reptile 1 / inventaire simple

Inventorier les espèces de reptiles présentes sur un site donné. Ce protocole s'adresse à tous (naturalistes, gestionnaires, associations). Il s'agit d'un protocole léger, flexible et donc facile à réaliser. Il est mené sur 2 ans et permet de déterminer la présence de reptiles squamates (lézards et serpents), ainsi que la probabilité de détection et le nombre des contacts réalisés.

POP reptile 2 / suivi temporel

Inventorier les espèces de reptiles présentes sur un site donné et suivre leur évolution dans le temps. Ce protocole s'adresse à tous (naturalistes, gestionnaires, associations). Il s'agit d'un protocole léger, flexible et donc facile à réaliser. Il est mené chaque année et permet de déterminer l'évolution, au cours du temps, de la présence de reptiles squamates (lézards et serpents), ainsi que la probabilité de détection et le nombre des contacts réalisés.

POP reptile 3 / habitats et gestion

Comparer l'occurrence, la probabilité de détection et l'abondance relative d'espèces de reptiles squamates (lézards et serpents) entre différents habitats et/ou modes de gestion au sein d'une aire donnée. L'acquisition des données est réalisée sur une période d'un à deux ans pour des comparaisons spatiales (habitat/milieu) ou sur une période plus longue pour des comparaisons temporelles (effet d'un mode de gestion, évolution du milieu).

Époque de l'année

D'avril à octobre.

Périodicité

1 visite de repérage

1 visite de pose des plaques (l'hiver précédant l'inventaire).

6 passages minimum, réalisés dans la mesure du possible sur une période de 1 à 2 mois, de préférence de début avril à début juin, période la plus favorable aux observations.

n passages supplémentaires (à définir au cas par cas) peuvent être programmés de manière optionnelle, de juillet à octobre (NB : privilégier les mois de septembre et octobre ; juillet et août sont des mois moins favorables à l'observation des reptiles sauf conditions météo particulières « été frais, journées couvertes ou orageuses »).

Horaire

En journée. Les horaires de passage seront choisis en fonction de la météo, aux heures les plus favorables à la thermorégulation.

¹ <http://lashf.org/popreptile/>



Conditions météorologiques

Il est recommandé de sortir par temps variable (alternance entre éclaircies et passages nuageux). Eviter les températures trop élevées, les journées trop ensoleillées, les jours froids et pluvieux ou les jours de grand vent. Les heures de relevés ne sont pas fixes mais sont à adapter selon les conditions météorologiques (tout en tenant compte de l'exposition des zones prospectées).

Par exemple : par temps orageux ou temps variable, l'ensemble de la journée peut être favorable. Par temps ensoleillé, viser les premières heures de la journée lorsque les températures montent. Un après-midi ensoleillé après un épisode pluvieux matinal peut offrir de bonnes conditions de détection.

Par conditions ensoleillées, en début de saison, on préférera débiter les prospections en fin de matinée. En avançant vers l'été, il sera nécessaire de commencer les prospections plus tôt en matinée.

Matériel

Tenue de terrain (dont chaussures montantes ou bottes, et gants pour lever les plaques en toute sécurité), fiches de relevés, crayon à papier, cartes, GPS, jumelles avec une distance minimale de mise au point courte, appareil photo, tôles bitumées (aussi appelées « ondulines ») d'une surface standardisée à l'échelle du site suivi (surface comprise entre 0,5 et 1 m²)

Méthode

Les reptiles sont très sensibles à la structure de la végétation. Ils exploitent préférentiellement les zones bordières et d'interface avec une végétation structurée, qui offrent des placettes d'insolation (zones exposées à proximité du couvert végétal), comme les lisières typiquement.

Pour la mise en œuvre du protocole, on veillera donc à sélectionner des transects au sein de ces microhabitats propices aux observations (pour la détection à vue, mais également pour la détection en utilisant les plaques, que devront être exposées aux rayons solaires et à proximité de la végétation). Les murets, pierriers, et tas de végétation sont également des microhabitats favorables.

Une première visite sur le terrain dans le courant de l'hiver précédant l'inventaire doit permettre de localiser les secteurs favorables aux reptiles. Il s'agira de définir des transects de 60 à 150 m distants d'au moins 50 m entre eux. La localisation des transects et leur nombre seront établis en fonction des objectifs :

POP Reptile 1 / inventaire simple & POP Reptile 2 / suivi temporel

Localisation : si le site d'étude comporte différents habitats et différents milieux et que les possibilités de suivi sont étendues, privilégier l'échantillonnage des différentes structurations de milieux de façon à « capter » la diversité des espèces présentes.

Nombre : entre 1 et 10 transects, en fonction de la surface du site et des moyens disponibles

POP Reptile 3 / Habitats & gestion

Localisation : si le site d'étude comporte différents habitats et différents milieux et que les possibilités de suivi sont étendues, privilégier l'échantillonnage des différentes structurations de milieux de façon à « capter » la diversité des espèces présentes.

Nombre : > 10 transects, à définir au cas par cas en fonction des objectifs du gestionnaire

Sur chaque transect, des plaques numérotées espacées de 20 à 50 m seront installées l'hiver précédant l'inventaire (en février–mars au plus tard) dans des micro-habitats bien exposés (privilégier une exposition sud-est à ouest). Tous les sites d'observations (transects et plaques) seront répertoriés et leurs coordonnées seront relevées à l'aide d'un GPS.

Dans un premier passage « aller », le long de chaque transect, l'observateur effectuera une recherche à vue des reptiles, à vitesse constante de l'ordre de 20 m / minute (zone d'observation de 2 m de part et d'autre du transect). Puis sur le retour, il soulèvera les plaques. Pour soulever les plaques, l'observateur se munira de gants de soudeur ou fixera une ficelle sur la plaque afin d'éviter tout risque de morsure.



Paramètres du relevé

Les paramètres suivants seront relevés à chaque passage :

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques
- Contacts : espèce, nombre d'individus, en précisant si possible le sexe et la classe d'âge (adulte/juvenile). A chaque contact, indiquer l'espèce, si possible le sexe, la classe d'âge (adulte ou juvenile) et préciser la localisation sur le transect (par exemple sur plaque n°1, ou section entre plaques n°1 et n°2) ;
- Technique d'observation
- Localisation précise

Ces paramètres sont à saisir dans le fichier Excel « Fiche terrain » prévu par la Société Herpétologique de France (SHF) dans le cadre des protocoles POP Reptile (voir annexe 1) :

http://lashf.org/wp-content/uploads/2019/10/POP_Fiche_Terrain_POPReptile.xlsx
ou http://lashf.org/wp-content/uploads/2019/10/POP_Fiche_Terrain_POPReptile.pdf

Le fichier de saisie du POP Reptile sera également complété :

http://lashf.org/wp-content/uploads/2019/10/POP_Fichier_Saisie_POPReptile.xlsx

Pour aider à l'identification, une photo peut être prise au moment où l'on soulève la plaque.

Lors des déplacements entre transects, l'ensemble des contacts obtenus hors protocole seront également consignés (en précisant le nombre, et si possible le sexe et la classe d'âge) et géolocalisés le plus précisément possible à l'aide d'un GPS, smartphone, tablette ou carte de terrain.

Précautions

Ce protocole n'occasionne a priori pas d'impact négatif sur les reptiles à condition de respecter le nombre de passages prévus dans le protocole pour ne pas générer de dérangement des animaux à un moment important pour eux (thermorégulation).

La précaution la plus importante est de bien s'équiper (chaussures montantes, gants...) afin de limiter tout risque de morsure.

Ce protocole n'entraîne pas de capture de spécimens (qui nécessite sinon une autorisation préfectorale, toutes les espèces de reptiles étant protégées au niveau national).

Afin de limiter le risque de vol de plaques, on peut noter sur celles-ci le nom de l'organisme responsable accompagné de l'annotation « Suivi scientifique, ne pas toucher » et un numéro de téléphone.

Fréquence pour un suivi

Ce protocole d'inventaire doit être réalisé a minima sur deux ans pour poser un inventaire le plus exhaustif possible (POP Reptile 1), ou dans la durée pour suivre des tendances (POP Reptile 2), ou sur une période à définir au cas par cas pour évaluer la gestion en place (POP Reptile 3).

Traitement des données et valorisation des résultats

Avant la mise en place du protocole, il est nécessaire d'inscrire le site inventorié en complétant le bulletin d'inscription suivant et en le renvoyant à popreptile@lashf.org :

http://lashf.org/wp-content/uploads/2019/10/POP_Bulletin_Inscription_POPReptile.xlsx

Les fiches de relevé (fiches terrain et fiche de saisie) seront remontées systématiquement vers la Société Herpétologique de France (SHF) à l'adresse-mail suivante : popreptile@lashf.org et vers l'Observatoire herpétologique de Bretagne (OhB) à l'adresse-mail suivante : regis.morel@bretagne-vivante.org. Les données récoltées permettront ainsi de contribuer à l'amélioration des connaissances sur les reptiles aux échelles régionale et nationale.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Vallée du Canut, Etang de l'Abbaye, Domaine de Careil, Etang de Châtillon, Landes de Jaunouse, etc.





Bibliographie

- Bartheau F., Dusoulier F., Gouret L. & Grosselet O., 2001. *Guide de détermination des amphibiens et des reptiles du Massif Armoricaïn*. De mare en mare, Saint-Sébastien-sur-Loire, 70 p.
- Fiers V., 2004. Guide pratique. *Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité*. Réserves Naturelles de France. 263 p.
- Gervaise S., Dauce P. & Peron V., 2013. *Inventaire des reptiles en Vallée du Couesnon*. LPO Ille-et-Vilaine. 44 p.
- Lourdais O. & Miaud C., 2016. *Protocoles de suivi des populations de reptiles de France, POP Reptiles*. Société Herpétologique de France. 26 p.
- (disponible à l'adresse suivante : <http://lashf.org/popreptile/>)
- Morel R., Roullaud M., & Guilbon S., 2014. *Inventaire des reptiles sur l'ENS des «Fours à chaux et de Lormandière» (Chartres-de-Bretagne)*. Bretagne Vivante. 35 p.
- Olivier A. & Maillet G., 2013. *Protocole commun d'inventaire des reptiles terrestres sur les Réserves Naturelles*. RNF et la SHF. 8 p.



Annexe 1 : fiche de relevé terrain

		Fiche de terrain POPReptile							
Protocole appliqué	<input type="checkbox"/> POPReptile 1 <input type="checkbox"/> POPReptile 2 <input type="checkbox"/> POPReptile 3								
Méthode de détection	<input type="checkbox"/> Combinée à vue et plaques <input type="checkbox"/> Plaques uniquement <input type="checkbox"/> A vue uniquement <input type="checkbox"/>								
Aire									
Site	Transect n°								
Distance entre plaques	Entre 1 et 2		Entre 2 et 3		Entre 3 et 4		Entre 4 et 5		
Prospecteur(s)									
Date	N° de passage								
Heure début de passage	Heure fin de passage								
Longueur du transect	Température								
Météo	Très nuageux	<input type="checkbox"/>	Nuageux prédominant	<input type="checkbox"/>	Belles éclaircies	<input type="checkbox"/>	Orageux	<input type="checkbox"/>	
	Ciel voilé	<input type="checkbox"/>	Pluvieux	<input type="checkbox"/>	Ensoleillé	<input type="checkbox"/>			
Vent	Nul	<input type="checkbox"/>	Léger	<input type="checkbox"/>	Moyen	<input type="checkbox"/>	Fort	<input type="checkbox"/>	
Le suivi									
Transect									
Espèce	Stade	Plaque 1	Entre 1 et 2 (à vue)	Plaque 2	Entre 2 et 3 (à vue)	Plaque 3	Entre 3 et 4 (à vue)	Plaque 4	
	Juvenile								
	Adulte								
	Juvenile								
	Adulte								
	Juvenile								
	Adulte								
	Juvenile								
	Adulte								
	Juvenile								
	Adulte								





Le suivi								
Transect								
	Juvenile							
	Adulte							
	Juvenile							
	Adulte							
	Juvenile							
	Adulte							
	Lézard							
	Serpent							
	Juvenile							
	Adulte							
Indéterminé	Juvenile							
	Adulte							
Indéterminé	Lézard							
	Serpent							
Complément d'information								
Commentaire général								



Inventaire et suivi des populations d'amphibiens

Fiche protocole **3.2**

Objectifs/Résultats

Inventaire préliminaire

Evaluer les potentialités du site. Un inventaire préliminaire est à engager lorsqu'aucun inventaire n'a jamais été réalisé sur un site.

Inventaire approfondi

Bien connaître le cortège d'amphibiens. Un inventaire approfondi est à engager pour approfondir un inventaire préliminaire ou lorsqu'un enjeu amphibiens a déjà été identifié. L'inventaire approfondi visera aussi à faire des propositions techniques pour la mise en place d'un suivi temporel.

Suivis temporels

Suivre les populations. Les suivis temporels sont à mettre en place et à dimensionner après la réalisation d'un inventaire approfondi. Pour chaque site, les protocoles des suivis temporels seront adaptés des protocoles de suivi des populations d'amphibiens élaborés par la Société Herpétologique de France (SHF) dans le cadre du programme national POPAmphibien¹. Les modalités des protocoles seront déterminées suite à l'inventaire approfondi, qui définira notamment les espèces cibles (POP communauté, POP spécifique), le calendrier de passages et l'échantillon de mares à suivre.

Époque de l'année

De janvier à juillet.

Prospections possibles en octobre-novembre pour la salamandre.

Périodicité

Les dates de passage seront adaptées au contexte géographique (phénologie pouvant être décalée d'un secteur géographique à l'autre) et en fonction des conditions météorologiques de l'année (hiver anormalement froid ou anormalement doux par exemple, pouvant perturber la phénologie des amphibiens).

Inventaire préliminaire

3 passages seront réalisés, en plus d'une première visite de repérage en décembre-janvier :

- février-mars (nocturne) : 1 passage pour l'inventaire du crapaud épineux, de la grenouille agile, de la salamandre tachetée, des tritons et du pélodyte ponctué
- avril (nocturne) : 1 passage pour l'inventaire de l'alyte accoucheur, du crapaud calamite, des grenouilles vertes, du pélodyte ponctué, de la rainette verte et des tritons
- mai-juin (de jour) : 1 passage ciblant les grenouilles vertes

Inventaire approfondi

5 passages seront réalisés a minima :

- Janvier-février (de jour) : 1 passage pour le repérage du site et pour l'inventaire de la grenouille rousse (si susceptible d'être présente sur le site) OU 3 passages sur un pas de temps de 15 jours permettant d'évaluer plus précisément les effectifs. Les dates sont à définir en fonction de la rigueur de l'hiver et du secteur géographique ; se renseigner au préalable auprès des associations naturalistes pour avoir des infos sur le démarrage de la ponte dans le secteur du site d'étude.

¹ <http://lashf.org/popamphibien-2/>



- Février – mars (nocturne) : 1 passage pour l'inventaire du crapaud épineux, de la grenouille agile, de la salamandre tachetée, des tritons et du pélodyte ponctué OU 3 passages sur un pas de temps de 15 jours permettant d'évaluer plus précisément les effectifs de certaines espèces cibles comme le crapaud épineux et la grenouille agile. Les dates sont à moduler en fonction de la rigueur de l'hiver et du secteur géographique ; se renseigner auprès des associations naturalistes.
- Avril – mai (nocturne) : 1 passage pour l'inventaire de l'alyte accoucheur, du crapaud calamite, des grenouilles vertes, du pélodyte ponctué, de la rainette verte et des tritons OU 3 passages sur un pas de temps 15 jours ciblant certaines espèces comme le crapaud calamite et les tritons.
- Mai-juin (de jour) : 1 passage ciblant plutôt les grenouilles vertes
- Octobre-novembre (nocturne) : 1 passage pour la salamandre (comptages adultes sur parcours)

Pour certains sites, certains passages s'avèreront inutiles. Le calendrier de passage est à adapter en fonction du contexte et des potentialités du site.

Suivis temporels

Dans le cadre des suivis temporels de site, le nombre et la période des passages seront définis au cas par cas suite à la réalisation des inventaires approfondis.

Rappel des périodes a priori les plus favorables à l'observation, par espèce :

	janvier	février	mars	avril	mai	juin	juillet	août	septembre	octobre	novembre	décembre
Alyte accoucheur : avril – mai												
Crapaud calamite : fin mars – avril												
Crapaud épineux : février – mars												
Grenouille agile : février – mars												
Grenouille rousse : janvier – février												
Grenouilles vertes : avril – juin												
Pélodyte ponctué : février – avril												
Rainette verte : avril – mai												
Salamandre tachetée : février – mars / octobre – novembre												
Tritons : février – mai												

Horaire

En journée pour la grenouille rousse (pontes) et pour les grenouilles vertes (adultes). En soirée/de nuit pour les autres espèces.

La pose de pièges à amphibiens (Amphicapt) sera effectuée en fin d'après-midi et les pièges seront relevés soit en fin de soirée soit le lendemain matin.

Conditions météorologiques

Pour les prospections nocturnes, éviter les soirées froides et préférer des soirées douces sans vent.

Matériel

Lampes (puissance de l'ordre de 150 lumens), épuisettes, nasses de type « Amphicapt », fiches de terrain.

Les nasses de type « Amphicapt » possèdent trois entrées latérales (nasses « Amphicapt » de RNF) et sont équipées d'appâts lumineux.

Méthode

Méthode générale

Une première visite sur le terrain doit permettre de localiser et de décrire les différents biotopes susceptibles d'être favorables aux amphibiens : caractéristiques physiques de chaque point d'eau (dimensions, profondeur, nature du fond, profil des berges), végétation présente (espèces, recouvrement, ombrage). Lors de cette visite préalable, des transects ou des points d'observation pour la recherche à vue et au chant des anoues seront définis et les secteurs de pose des Amphicapt seront identifiés. Tous les points d'eau devront faire partie des sites d'observation (mares, sources, fossés, prairies inondées...). Tous les sites d'observations seront répertoriés et leurs coordonnées seront relevées à l'aide d'un GPS.



Les observations nocturnes ou diurnes sont réalisées sur tous les points d'eau par détection visuelle et/ou capture au moyen d'une épuisette, et par écoute des chants.

Les principes sont les suivants :

- Faire un point d'écoute de 5 min à proximité du site aquatique, pour les visites nocturnes. Pour les grands plans d'eau, plusieurs points d'écoute pourront être réalisés en respectant une distance de 100 m entre deux points.
- Prospecter le site aquatique pour repérer les amphibiens à vue (pontes, larves, adultes) (à l'aide d'une lampe d'une puissance d'environ 150 lumens dans le cas des visites nocturnes). Le temps de cette prospection est cadré à 10-15 min pour 50 à 100 m².
- Si les sites prospectés ne permettent pas un repérage visuel des amphibiens satisfaisant (c'est-à-dire si l'eau est turbide ou si plus de la moitié du site est végétalisée), l'observateur peut procéder à une capture à l'aide d'une épuisette, mais celle-ci sera utilisée avec parcimonie, du fait de son impact sur la végétation aquatique. Un protocole sanitaire obligatoire sera mis en place si une capture à l'épuisette est effectuée.
- Concernant les urodèles (sauf cas particulier de la salamandre pour laquelle on privilégiera la recherche à vue), la pose de nasses de type « Amphicaps » sera privilégiée lorsque la profondeur d'eau le permet. Dans ce cas, la pose des pièges sera effectuée en fin d'après-midi à chaque point d'échantillonnage. Ils seront relevés soit en fin de soirée, soit le lendemain matin en début de matinée et seront donc vidés et laissés hors d'eau durant la journée. Cette méthode utilisant les amphicaps sera complétée par la détection à vue lors des prospections ciblant plus précisément les anoues.

En complément de ces observations, il pourra être fait appel à la méthode des inventaires amphibiens basés sur l'ADN environnemental².

Précisions pour l'inventaire préliminaire

La méthode générale sera mise en œuvre pour la réalisation de l'inventaire préliminaire mais les trois passages d'inventaire (février-mars, avril, mai-juin) se réaliseront sans piégeage et combineront uniquement la recherche à vue et les points d'écoute.

Précisions pour l'inventaire approfondi

La méthode générale sera mise en œuvre pour la réalisation de l'inventaire approfondi. Chaque passage privilégiera les méthodes adaptées aux amphibiens ciblés :

- Le premier passage en janvier-février (ou les 3 passages sur un pas de temps de 15 jours), ciblant la grenouille rousse, consistera à effectuer une recherche à vue (individus, comptage des pontes).
- Les passages de février-mars et d'avril-mai (1 ou 3 passages par période), combineront une recherche à vue (comptage des individus et des pontes à la lampe), une écoute des chants et une pose éventuelle d'amphicaps.
- Le passage de mai-juin ciblant plutôt les grenouilles vertes consistera à effectuer une recherche à vue (individus) et une écoute des chants.
- Le passage d'octobre-novembre permettra d'effectuer un comptage des adultes de salamandre.

Précisions pour les suivis temporels

La méthode générale sera mise en œuvre pour la réalisation des suivis temporels, des précisions sur la méthode seront apportées suite à la réalisation de l'inventaire approfondi. Il s'agira de définir notamment les espèces cibles (POP communauté, POP spécifique), le calendrier de passages et l'échantillon de mares à suivre.

² <http://www.pole-zhi.org/utiliser-ladn-environnemental-pour-identifier-les-amphibiens-des-mares-des-lacs-de-champagne>



Paramètres du relevé

Inventaire préliminaire et approfondi

Pour ces protocoles, les données sont saisies dans un tableur puis intégrées dans la base de données naturalistes et SIG du Département. Les informations à relever sont les suivantes :

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement.
- Température de l'eau
- Contacts : espèce, stade de développement (adulte/juvénile/ponte), sexe, décompte (individus, pontes)
- Technique d'observation
- Localisation précise et photo

Suivis temporels

Les paramètres du relevé seront à saisir dans les fiches de saisie des protocoles POPAmphibien prévues par la Société Herpétologique de France (SHF) et téléchargeables à l'adresse suivante :

<http://lashf.org/popamphibien-2/>

Précautions

Autorisation préfectorale (DDTM 35) à demander pour la capture des amphibiens et à faire suffisamment tôt.

Avant toute intervention et pour limiter la dissémination de la Chytridiomycose lors d'interventions sur le terrain, le protocole d'hygiène³ de la SHF est mis en œuvre.

Fréquence pour un suivi

Une année d'inventaire peut suffire mais deux années d'inventaire peuvent permettre de contacter de nouvelles espèces. En effet, il existe une variation annuelle des populations d'amphibiens, tous les individus ne se reproduisant pas systématiquement tous les ans.

Pour pouvoir observer des tendances, les protocoles POP Amphibien seront utilisés dans le cadre des suivis temporels pour obtenir des informations sur l'abondance relative des espèces.

Traitement des données et valorisation des résultats

Inventaire préliminaire et approfondi

L'analyse des données devra permettre d'établir une liste des espèces présentes. Pour les anoues, seuls les effectifs bruts dénombrés seront restitués en gardant bien le détail de chaque passage sur chaque site élémentaire inventorié. Pour les urodèles, les effectifs bruts pourront être convertis en classes d'abondances.

Inventaire approfondi

Dans le cas d'un inventaire approfondi avec réalisation de plusieurs sessions de 3 passages sur un pas de temps de 15 jours, une évaluation de l'importance numérique des populations pourra être effectuée, en particulier sur les espèces à reproduction assez rapide (comme par exemple, le crapaud épineux et calamite, ou encore la grenouille agile ou la grenouille rousse) et dont l'estimation de l'abondance est basée sur le décompte des pontes.

Suivis temporels

Avant la mise en place du protocole, il est nécessaire d'inscrire le site inventorié en complétant le bulletin d'inscription téléchargeable à l'adresse suivante <http://lashf.org/popamphibien-2/> et en le renvoyant à popamphibien@lashf.org.

³ <http://www.alerte-amphibien.fr/images/file/Protocole%20chytridiomycose%20Dejean%20et%20al.pdf>



Les fiches de saisie seront remontées systématiquement vers la Société Herpétologique de France (SHF) à l'adresse-mail suivante : popamphibien@lashf.org et vers l'Observatoire herpétologique de Bretagne (OhB) à l'adresse-mail suivante : regis.morel@bretagne-vivante.org. Les données récoltées permettront ainsi de contribuer à l'amélioration des connaissances sur les amphibiens aux échelles régionale et nationale.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Marais de la folie, Etang de l'abbaye, Landes de Jaunouse

Bibliographie

- Acemav Coll., Duguet R. & Melki F. ed., 2003. *Les amphibiens de France, Belgique et Luxembourg*. Collection Parthénopé, éditions Biotopé, Mèze (France). 480 p.
- Barrioz M., & Miaud C. (coord.), 2016. *Protocoles de suivis des populations d'amphibiens de France, POPAmphibien*. Société Herpéthologique de France - version 2020.
- Bartheau F., Dusoulier F., Gouret L. & Grosselet O., 2001. *Guide de détermination des amphibiens et des reptiles du Massif Armoricaïn*. De mare en mare, Saint-Sébastien-sur-Loire, 70 p.
- Bouttier E., 2016. *Premier inventaire des amphibiens et des reptiles sur Etang de l'Abbaye de Paimpont*. Bretagne vivante.
- Dupieux N., 2004. *Démarche d'harmonisation des protocoles de suivi scientifiques des sites du programme Loire Nature*. Programme Loire nature, mission scientifique. 15 p.
- Fiers V., 2004. *Guide pratique. Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité*. Réserves Naturelles de France. 263 p.
- Gent T. & Gibson S., 2003. *Herpetofauna Worker's Manual*. Joint Nature Conservation Committee.
- Le Nevé A., 2016. *Phénologie des amphibiens en Pays de la Loire*. DREAL/SRNP/DB. 1p.
- Maillet G., 2013. *Protocole commun de suivi des Amphibiens des mares à l'aide d'Amphicaps sur les Réserves Naturelles*. RNF et la SHF. 16 p.
- Nollert A. & Nollert C., 2003. *Guide des amphibiens d'Europe. Biologie, identification, répartition*. Delachaux et Niestlé S.A., Lonay (Suisse) – Paris. 383 p.



Suivi des populations de Crapaud calamite

Fiche protocole **3.3**

En cours de rédaction

4.

Protocoles d'inventaire et de suivi des INVERTÉBRÉS





Inventaire et suivi semi-quantitatif des odonates

Fiche protocole **4.1**

Objectifs/Résultats

Identifier les espèces présentes sur un site.

Suivre les populations d'odonates sur un site à l'aide d'inventaires semi-quantitatifs par échantillonnage des imagos, couplés à des prélèvements d'exuvies.

Époque de l'année

De mai à septembre

Périodicité

A minima 4 passages par an, entre mai et septembre :

- Un passage en mai, de préférence lors de la seconde moitié du mois
- Un passage en juin, de préférence lors de la seconde moitié du mois
- Un passage en juillet, de préférence lors de la seconde moitié du mois
- Un passage en septembre, de préférence lors de la première moitié du mois

Horaire

Entre 11h et 16h (périodes les plus chaudes de la journée), voire entre 10h et 17h en cas de températures élevées

Conditions météorologiques

Temps ensoleillé avec vent nul à faible. Eviter les journées succédant à des périodes pluvieuses.

Matériel

Filet à papillon, jumelles, pilulier, loupe de botaniste, loupe binoculaire pour identification ultérieure des exuvies.

Méthode

Déroulement – protocoles (d'après DUPIEUX, 2004)

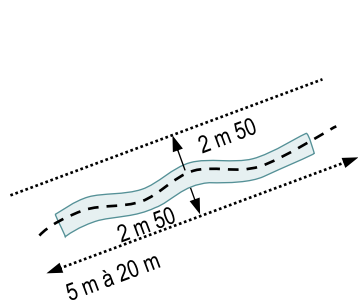
L'échantillonnage concernera les adultes d'odonates, prospectés au filet, et il sera complété par une étude des exuvies (si l'importance de la végétation le permet). La récolte des exuvies apportera des informations pertinentes sur des espèces se reproduisant sur le site mais dont les imagos se dispersent, ont une période de vol très courte ou sont difficiles à capturer et passent donc facilement inaperçus (cas des Anisoptères notamment). Elle permet également de disposer d'éléments de certitude quant à la reproduction des espèces sur le site, permettant ainsi d'apprécier la capacité du milieu à assurer la reproduction de certaines espèces d'odonates. La récolte des exuvies est donc recommandée, leur identification pourra se faire grâce à différents ouvrages dont celui HEIDEMANN & SEIDENBUSCH (2002) ou celui de GRAND & BOUDOT (2006). Un inventaire de l'ensemble des espèces observées sur le site (adultes et exuvies), notamment à la recherche d'espèces d'intérêt patrimonial, complètera ces données. Les espèces d'odonates de *Responsabilité Départementale 35* seront particulièrement recherchées.

Echantillonnage

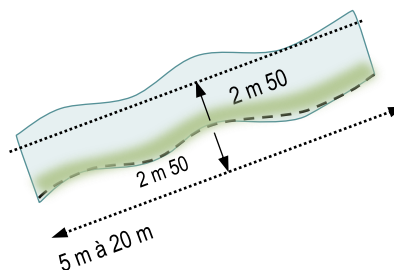
Les placettes de suivi seront disposées de telle sorte qu'elles prendront en compte la variabilité et l'hétérogénéité du milieu prospecté : tous les principaux habitats devront être échantillonnés ce qui supposera qu'une pré-étude écologique de terrain soit réalisée au préalable pour les identifier. Les placettes de suivi proposées sont parallèles à la berge et ont une longueur et une largeur constantes. La longueur de la placette variera entre 5 et 20 mètres selon les milieux et la densité en odonates. Il s'agit



d'une valeur fixe pour tout le milieu échantillonné, à déterminer au départ et à conserver durant tout le protocole. La largeur de la placette sera de 5m, soit 2,50m de part et d'autre du milieu du cours d'eau ou fossé (cas d'un fossé ou cours d'eau de largeur moyenne inférieure ou égale à 2m), soit 2,50m de part et d'autre de la berge, du côté où le recouvrement d'hélophytes est le plus important (le cas échéant) (voir figures ci-après).



Fossé ou cours d'eau de largeur moyenne inférieure ou égale à 2m



Cours d'eau de largeur moyenne supérieure ou égale à 2m

Ces placettes devront être cartographiées et pourront être repérées physiquement sur le terrain au moyen de repères permanents garantissant la qualité du suivi dans le temps. Les caractéristiques des stations inventoriées seront décrites au moyen de la fiche standard proposée en annexe, *a minima* pour les stations présentant des espèces patrimoniales.

Selon les situations locales, cette configuration de base pourra varier : sur de faibles linéaires de berge par exemple, l'ensemble du linéaire pourra être prospecté ; sur de petites pièces d'eau, l'ensemble du milieu pourra éventuellement être prospecté. Dans tous les cas, et plus encore dans ces cas particuliers, il sera très important de conserver un mode opératoire constant en le notant précisément au départ : localisation et taille des placettes, cheminement, temps de prospection...

Si l'ensemble du linéaire de berges ou l'ensemble du milieu est prospecté il sera intéressant de conserver un découpage du milieu en placettes, notamment en fonction des variations de conditions stationnelles (caractéristiques des berges, végétation rivulaire, conditions d'ombrage...), pour déterminer les éventuelles préférences des espèces (adultes et larves émergentes).

Chaque relevé durera 10 minutes (temps de détermination décompté du temps d'observation) : durée fixe pour tout le milieu échantillonné à conserver durant tout le protocole. Les exuvies seront recherchées et prélevées sur chaque placette (temps dédié à la recherche d'exuvies non inclus dans les 10 minutes).

Paramètres du relevé

Le relevé consistera à noter sur chaque placette prospectée tous les contacts avec des imagos d'odonates : espèce, nombre d'individus et, de manière optionnelle, sexe et comportement (notamment pour enregistrer des informations de nature à renseigner sur le statut reproducteur des espèces sur le site).

En plus des espèces observées, les conditions météorologiques (ensoleillement, température, vent), la date, l'heure, le temps de prospection et le nom de l'observateur seront indiqués.

Précautions

Ce protocole ne doit pas occasionner d'impact sur les odonates.

Pas de précautions particulières à prendre pour réaliser ce protocole si ce n'est de bien définir les placettes prospectées pour pouvoir comparer les éléments dans le temps dans le cadre d'un suivi.

Fréquence pour un suivi

Pour un suivi optimal des populations, une application de ce protocole 2 années de suite tous les 5 ans paraît appropriée. En effet, en 5 ans, les populations ont le temps d'évoluer et les deux années de suite permettent de limiter les variations annuelles.



Traitement des données et valorisation des résultats

On obtiendra sur chaque placette le nombre d'individus de chaque espèce contactée en un temps donné, valeur qui pourra être comparée et permettra de suivre l'évolution des effectifs de chaque espèce dans le temps. Cette analyse pourra être réalisée sur chaque placette (évolution temporelle, comparaison de la structure du peuplement odonatologique des différentes placettes utilisant des indices biocénotiques tels que richesse taxonomique, fréquence relative des espèces, indice de diversité...) ou de manière globale en additionnant les données de chaque placette pour obtenir un résultat moyen sur l'ensemble du milieu prospecté. Quels que soient les traitements réalisés, les données brutes devront être soigneusement conservées. Pour l'analyse et l'interprétation des données, il sera essentiel de convertir ces effectifs « bruts » en classes d'abondances pour lisser les biais et erreurs induits par les méthodes de recensement ou les conditions locales. Ces classes d'abondances pourront, par exemple, être définies de la manière suivante :

Classe	Abondance	Nombre d'individus
I	Très faible	1
II	Faible	2-10
III	Moyenne	11-50
IV	Elevée	51-100
V	Très élevée	> 100

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Vallée du Canut, Anse du Verger, Landes de Jaunouse, Parc du Château des Pères

Bibliographie

Dupieux N., 2004 - *Protocole standardisé de description et de suivi des communautés d'odonates in Démarche d'harmonisation des protocoles de suivi scientifique des sites du programme Loire Nature*. Programme Loire Nature. 15 p.

(disponible à l'adresse suivante : http://www.loirenature.org/IMG/pdf/Suivis_scientifiques_Loire_nature.pdf)

GERECO, 2020. *Plan de gestion de l'espace naturel sensible des Landes de Jaunouse 2021-2030* (Billé, Combourtillé, Parcé, Montreuil-des-Landes). Tome 0B - Inventaire des Odonates et des Orthoptères. Département d'Ille-et-Vilaine. 34 p.

Grand D., Boudot. J.-P. & Doucet G., 2014 – *Cahier d'identification des Libellules de France, Belgique, Luxembourg et Suisse*. Biotope, Mèze, (Collection Cahier d'identification), 136 p.

Heidemann H. & Seidenbusch R., 2002 – *Larves et exuvies des libellules de France et d'Allemagne (sauf de Corse)*. Société Française d'Odonatologie. 415 p.

2012. *Suivi temporel des Libellules - STELI*. Société Française d'Odonatologie et Muséum National d'Histoire Naturelle. 5 p.

http://steli.mnhn.fr/sites/steli.mnhn.fr/files/block_pdf/Steli_protocole%20occupancy.pdf



Annexe 1 : fiche de caractérisation des stations échantillonnées

1- Informations générales

Code site :

Nom de la station :

Coordonnées géographiques :

Commune :

Observateur :

Date :

2- Description générale

Type de milieu (fossé, cours d'eau, queue d'étang, mare, ...) :

Profondeur (à 30 cm) :

Entretien (des berges, curage) :

Milieu environnant (lande/friche, prairie, culture, boisement, habitation, bord de route,...) :

Remarques :

3- Végétation rivulaire (pourcentage de recouvrement)

1. Sol nu
2. Strate herbacée
3. Hélophytes
4. Strate arbustive (surplombante ou non surplombante)
5. Strate arborée (surplombante ou non surplombante)

4- Ombrage

1. Pas d'ombrage
2. Ombrage faible
3. Ombrage moyen
4. Ombrage important
5. Ombrage très important

5- Pente des berges

1. Nulle à quasi nulle (<25°)
2. Faible (25-45°)
3. Modérée (50-75°)
4. Forte (>75°)

6- Recouvrement de la surface (%)

1. Hélophytes
2. Hydrophytes
3. Algues
4. Eau libre

7- Remarques, état de conservation, potentiel



Inventaire et suivi de l'Agrion de Mercure

Fiche protocole **4.2**

Objectifs/Résultats

Ce protocole a pour objectifs :

- De déterminer la présence de l'Agrion de Mercure (*Coenagrion mercuriale*) sur un site donné.
- De suivre les populations de l'Agrion de Mercure dans le temps sur un site donné.

Époque de l'année

Les suivis devront être effectués au cœur de la principale période d'activité des imagos, aux mois de juin et juillet :

Mai				Juin			Juillet				Août			
					xX	XX	XX	XX	XX	XX	XX			

Principale période d'activité des imagos de *C. mercuriale*, d'après GRETIA (2010), LIVORY (2012) et IORIO (2014a).
Les « x » symbolisent les moments conseillés pour le suivi

Périodicité

1 passage par an minimum, 3 passages conseillés :

- Si 1 seul passage, recommandation pour fin juin si les conditions météorologiques le permettent
- Si 2 à 3 passages : mi-juin, fin juin, et/ou mi-juillet

Lors de la réalisation d'un suivi, veiller à repasser à des dates équivalentes les années suivantes (+ ou - 7 jours).

Horaire

- En temps normal, comptage de 11h00 à 16h00 (heure d'été).
- Extension éventuelle à 9h00-18h00 dans le cas d'une température excédant 30°C en milieu de journée : dans ce cas, on effectuera les relevés le matin et/ou en fin d'après-midi.

Conditions météorologiques

- Soleil non ou peu voilé,
- Température de 18° à 30°C,
- Vent n'excédant pas niveau 4 sur l'échelle de Beaufort

Matériel

- Cuissardes ou waders
- Piquets de repérage et/ou GPS pour les transects (si non installés)
- Ouvrages de détermination
- Filets entomologiques de capture
- Boîtes ou filets de maintien temporaire d'individus (en cas d'un grand nombre, pour éviter les double-comptages), si possible accrochables sur la ceinture ou la sangle du sac à dos
- Fiche de prises de notes du GRETIA dédiée aux odonates des cours d'eau, au minimum autant de fois que de transects à faire
- Fiches de relevé

Méthode

Définition des transects



Repérage préalable

Plusieurs éléments devront être préparés avant de pouvoir commencer le suivi sur le plan pratique : ils serviront à établir un **plan de suivi** qui consignera les sites à suivre, les localisations des transects pour chacun d'eux, les accès, les dates de passage envisagées, etc. d'après les trois points ci-dessous.

Le repérage des futures stations où effectuer le suivi est primordial. A moins de connaître parfaitement le terrain concerné ou que les sites aient déjà fait l'objet d'inventaires, ce repérage s'effectuera au préalable à l'aide de cartographies IGN 1/25000 et de vues aériennes (orthophotographies), en tenant compte de plusieurs aspects :

- **En premier lieu, des exigences écologiques de *Coenagrion mercuriale*** : même si elle ne permet pas de déceler les caractéristiques fines des habitats de l'espèce, l'inspection des vues aériennes récentes permettra d'évaluer le contexte éco-paysager des zones considérées et de déterminer son adéquation avec une partie des exigences écologiques de l'espèce. Par exemple, les cours d'eau se trouvant dans des zones prairiales ou bocagères ouvertes pourront aisément être séparés de ceux se trouvant dans un contexte fermé et ombragé défavorable, comme des zones forestières.
- **En second lieu, de la facilité d'accès au(x) site(s)** : ce paramètre sera déterminant d'une part pour placer les futurs transects à suivre (la zone présente-t-elle une longueur minimale favorable ?) et d'autre part, pour rendre plus aisée la répétition du suivi : la proximité d'une route, d'une piste carrossable ou au moins d'un chemin praticable à pied (de préférence sans avoir à faire des kilomètres) s'avèrera bien utile pour cela.

Un deuxième repérage sur le terrain sera nécessaire pour délimiter les transects et procéder au **marquage par piquets, si c'est la solution choisie. Ce repérage ne doit pas se faire en même temps que le suivi afin d'éviter tout biais dans le comptage lié à la perturbation des imagos.**

Délimitation des transects sur le terrain

Critères de choix des zones de transects :

- En fonction des secteurs (plus ou moins complexes, taille variable), **possibilité de définir des transects sur l'intégralité ou partie seulement des sites.** Si les moyens le permettent, dans le cas d'un secteur disposant d'un réseau fourni de cours d'eau (ou fossés) favorables, **il serait nettement préférable de suivre l'ensemble de ces cours d'eau** plutôt que d'en sélectionner quelques-uns.
- Généralement **plusieurs transects par sites** : on peut effectuer un suivi sur un ou plusieurs cours d'eau ou fossé(s) **même s'ils sont moins ou peu propices à l'espèce** (souhait d'avoir un état initial global pour mesures de restauration ou réhabilitation, visant à améliorer certains facteurs pour l'Agrion de Mercure).
- **Cibler des milieux favorables** : *C. mercuriale* affectionne généralement des « **petits milieux** » lotiques, c'est-à-dire qu'il vit dans des habitats de faible largeur à eau courante : fossés alimentés, ruisseaux, petites rivières, petits canaux, etc. Le courant y est généralement modéré à très lent.
- Compte-tenu du caractère linéaire des habitats de reproduction, **un suivi selon des transects longitudinaux est recherché.**
- Chaque transect sera de préférence disposé dans un **habitat homogène**, tout au moins au niveau macroscopique (par exemple, éviter d'avoir une moitié d'un transect en contexte de ripisylve relativement fermée et l'autre en contexte prairial très ouvert).

Longueur des transects :

- **Une longueur standard de 100 m est conseillée** si cela est possible sur le terrain mais non obligatoire.

Remarque : l'abondance des individus est généralement exprimée en nombre d'ind./100 mètres linéaires (THOMPSON et al., 2003 ; FATON & DELIRY, 2004 ; COUVREUR et al., 2008 ; etc.), d'où l'intérêt de réaliser des tronçons de 100 mètres de long. Dans le cas d'autres longueurs, les effectifs observés sont ramenés à la proportion d'individus/100 m. l.)

- La configuration du terrain (fossés de faible longueur...) peut donc amener à prévoir des tronçons de suivi inférieurs à 100 mètres, mais **nous conseillons de ne pas descendre sous un minimum de 50 mètres.**



- Une fois délimitée pour un transect donné, la longueur ne peut plus être modifiée pour celui-ci au cours des suivis successifs.
- La longueur est prise parallèlement à la berge.
- Dans le cas de longs fossés ou cours d'eau favorables (1 km ou plus), il est recommandé d'effectuer un transect de comptage tous les 500 mètres (THOMPSON *et al.*, 2003). Dans le cas de longs cours d'eau favorables mais hétérogènes, on peut réduire cet espacement entre transects successifs pour avoir une meilleure représentativité des différents habitats ou conditions écologiques.

Largeur des transects :

La largeur des tronçons à suivre sera **idéalement de 4 mètres**, déterminée comme suit :

- Si fossé ou cours d'eau de largeur moyenne inférieure ou égale à 2m : transect = 2m de part et d'autre du milieu de celui-ci (figure 1) ;
- Si fossé ou cours d'eau de largeur moyenne supérieure à 2m : transect = 2m de part et d'autre de la zone de contact eau/berge, du côté où le recouvrement d'hélophytes est le plus important (le cas échéant) (figure 2).

Figure 1 : Aperçu d'un transect sur un autre fossé en vue de face. Cette figure illustre le cas d'un fossé de largeur nettement inférieure à 2 mètres. (Photo : C. MOUQUET/GRETIA, modifiée par E. IORIO)

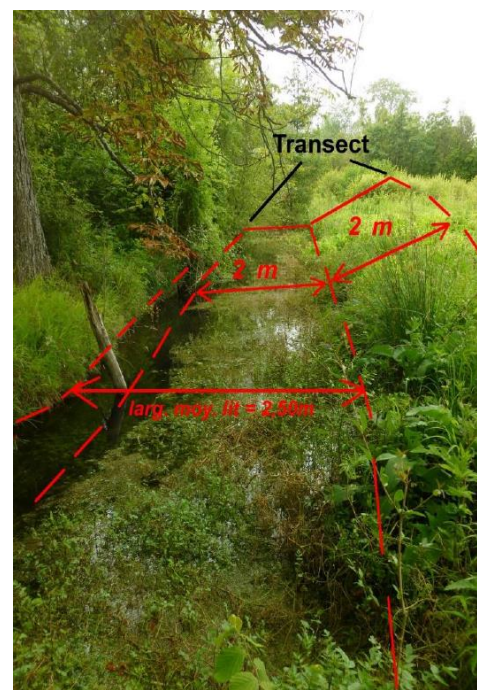
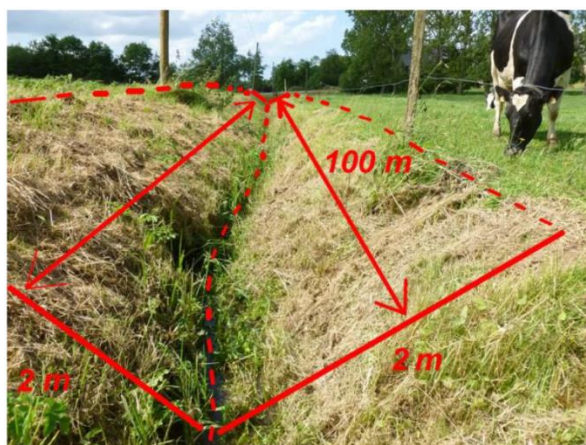


Figure 2 : Illustration schématique d'une portion de transect pour un fossé de largeur supérieure à 2 mètres, afin d'illustrer le tronçon à suivre dans ce cas (Photo : C. COUBARD, modifiée par E. IORIO)

Remarque : Comme support, la végétation hélophytique et hydrophytique est aussi appréciée que la végétation prairiale des berges par les imagos (et même davantage par les femelles pleines qui vont y pondre, généralement en tandem ; pontes pouvant aussi être faites dans des tiges d'hydrophytes tels que les callitriches), d'où sa prise en compte dans les comptages. **L'ensemble conduira toujours à réaliser des tronçons d'environ 4 mètres de large.** Cette largeur n'est d'ailleurs pas à un centimètre près, vu que même THOMPSON *et al.* (2003) parlent de « largeur estimée par l'observateur ». On s'appuiera de préférence sur un appareil de mesure au moins en débutant le transect pour cette estimation ; à défaut, on pourra considérer que la longueur du bras tendu prolongé par le filet entomologique (manche d'un mètre de longueur et filet de 40 cm de diamètre) démarquera la largeur de 2m à inventorier de part et d'autre.

Comptage sur le terrain

L'observateur procèdera à la réalisation des étapes suivantes :

1. A l'arrivée sur site, attention à ne pas trop empiéter sur le transect (pour éviter de déranger les imagos)
2. Relevé paramètres écologiques, structurels et éco-paysagers (fiche en annexe 1)
3. Photo(s) représentative(s) du transect
4. A partir du point départ du transect, progression à pied lente avec repérage et comptage de tous les individus mâles de *C. mercuriale*. Si individus nombreux (et autorisation de capture), au fil du



parcours, capture temporaire dans son filet/boîte de détention temporaire afin d'éviter les double-comptages.

Il est possible de descendre le long du cours d'eau si celui-ci est portant et suffisamment large. Pour les sections particulièrement végétalisées, il est conseillé de progresser en faisant des placettes de comptage tous les 10 m. environ pour éviter les double-comptages.

Remarque : pour le comptage, il est possible de reporter le nombre réel observé ou d'opter sur des classes d'abondance, notamment en cas de grands effectifs. Ces fourchettes d'abondance sont reprises du STELI : 1 individu / 2 à 10 individus / 11 à 50 individus / >50 individus.

5. Relevés des indices comportementaux suggérant l'autochtonie en comptant les tandems et accouplements, en notant la présence de mâles ténéraux, de tandems avec femelles en activité de ponte.

Rappels :

Autochtonie probable : Présence de ténéral(aux) = individu(s) fraîchement émergé(s) et/ou femelle(s) en activité de ponte dans un habitat aquatique favorable

Autochtonie possible : Présence des deux sexes dans un habitat aquatique potentiel pour l'espèce et accouplement(s) ou tandem(s)

6. Si nécessaire, légers coups de filet dans la végétation basse, au cas où d'éventuels imagos mieux dissimulés s'y tiendraient.

7. Remplissage de la **fiche de suivi** (fiche en annexe 2), si nécessaire en marquant une ou plusieurs courte(s) pause(s) dans la progression.

8. Arrivé à la fin du transect, **s'il a opté pour cette possibilité de marquage, l'opérateur pointe le point d'arrivée au GPS.** Il n'oublie pas de faire une éventuelle photo du point remarquable de fin de transect, le cas échéant.

9. Les espèces d'odonates accompagnatrices peuvent éventuellement être notées, mais elles ne constituent pas une priorité : elles doivent l'être **en dehors des opérations de comptage** et ce, sans perturber les imagos de *C. mercuriale*, donc sans parcourir le transect juste pour cela.

Remarques :

- Un parcours de **100 m.** lors du comptage représente en moyenne **20 minutes pour sa réalisation.**
- Si lors de sa progression dans un transect donné de 100m (par exemple), l'observateur constate que celui-ci contient, à l'aide de caractéristiques biotiques plus fines, deux habitats distincts, par exemple une portion de 40m avec beaucoup d'hydrophytes tels que callitriches et la suivante de 60m avec très peu de végétation aquatique (des éléments parfois peu visibles à distance et encore moins sur vue aérienne), il devra remplir deux fiches « habitats » et découper son transect en deux sous-trançons. Il pointera alors l'endroit où l'habitat change avec son GPS. Il devra ainsi individualiser les comptages dans ces deux sous-transects en plus d'avoir le total pour l'ensemble du transect. Cela pourra permettre de mieux visualiser les éventuelles différences au fil des années aussi bien que celles résultant d'un hypothétique suivi suite à une restauration d'habitat, par exemple.

Paramètres du relevé

Les paramètres du relevé sont détaillés dans les fiches en annexes : fiche de relevé des paramètres écologiques, structurels et éco-paysagers (annexe 1) et fiche de suivi (annexe 2).

Précautions

Pas de précaution particulière.

Fréquence pour un suivi

Pour un suivi optimal des populations, ce protocole est à mettre en œuvre a minima 3 saisons consécutives et au mieux 5 années consécutives.

Traitement des données et valorisation des résultats

On obtiendra sur chaque placette la densité (abondance) d'Agrions de mercure, à savoir le nombre d'individus d'une espèce par unité de surface, valeur qui pourra être comparée et permettra de suivre



l'évolution des effectifs de chaque espèce dans le temps. Cette analyse pourra être réalisée sur chaque placette ou de manière globale en additionnant les données de chaque placette pour obtenir un résultat moyen sur l'ensemble du milieu prospecté. Quels que soient les traitements réalisés, les données brutes devront être soigneusement conservées.

Pour l'analyse et l'interprétation des données, il est possible de convertir ces effectifs « bruts » en classes d'abondances pour lisser les biais et erreurs induits par les méthodes de recensement ou les conditions locales. Ces classes d'abondances pourront, par exemple, être définies de la manière suivante :

Classe	Abondance	Nombre d'individus
I	Très faible	1
II	Faible	2-10
III	Moyenne	11-50
IV	Elevée	51-100
V	Très élevée	> 100

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Parc du Château des Pères et Etangs et canal d'Ille-et-Rance

Bibliographie

Grand D., Boudot. J.-P. & Doucet G., 2014 – *Cahier d'identification des Libellules de France, Belgique, Luxembourg et Suisse*. Biotope, Mèze, (Collection Cahier d'identification), 136 p.

Picard L., 2019. *Suivi de l'Agrion de Mercure (Coenagrion mercuriale) appliquée au marais de Trestel et du Quellen (ENS, 22). Méthodologie modifiée et adaptée suites aux prospections 2019*. GRETIA, Département des Côtes d'Armor. 33 p. + annexes.



Annexe 1 : fiche de relevé des paramètres écologiques, structurels et éco-paysagers

<p>Version juin 2014</p> <p>Odonates des ruisseaux et rivières - fiche habitats</p> <p>A partir de la carte IGN-25000^{ème} N° dépt.</p>		<p>Numéro de fiche :</p> <p>Observateur (1 personne) :</p> <p>coord. / tél :</p> <p>Utilisation de mes données par le GRETTA :</p> <p>O : pleine et entière O : privée</p> <p>O : dans le cadre d'atlas seulement</p> <p>O : autre restriction :</p>	
<p>Commune :</p> <p>Lieu-dit :</p>		<p>Altitude : (en m)</p> <p>Géo-référencement (2 points/tronçon)</p> <p>.....</p>	
<p>Nom du cours d'eau (s'il existe)</p> <p>.....</p>		<p>Lit mineur : O : 0-1 m O : 1-5 m O : 5-25 m O : Plus de 25 m</p> <p>Longueur du tronçon prospecté (évaluez en pas) = m Rive(s) : O : gauche O : droite</p>	
<p>Schema descriptif du cours d'eau (tronçon prospecté ; préciser la rive le cas échéant).</p> <p><i>Nota :</i> Il est conseillé de délimiter chaque tronçon par rapport au macro-habitat rivulaire observé et/ou à tout changement pouvant influencer notablement sur la communauté des odonates</p>		<p>Date : / /</p> <p>Heure :</p>	
<p>Contexte éco-paysager (des 2 rives) (plusieurs choix possibles ; reporter numéros sur schéma)</p> <p>O : falaises et/ou rochers (1)</p> <p>O : dunes (2)</p> <p>O : pelouses (3)</p> <p>O : prairie/mégaphorbiaie (4)</p> <p>O : tourbière (5)</p> <p>O : lande (6)</p> <p>O : bordure de route/de chemin (7)</p> <p>O : cultures (8)</p> <p>O : carrière (9)</p> <p>O : ripisylve (10)</p> <p>O : forêt (11)</p> <p>O : milieux urbains/péri-urbains (12)</p>		<p>Topographie</p> <p>O : plateau</p> <p>O : versant</p> <p>O : fond de vallée</p> <p>O : autre :</p>	
<p>Régime hydrologique :</p> <p>O : Je présume ou O : Je suis certain que :</p> <p>le cours d'eau est O : permanent ou O : temporaire</p>		<p>Eau</p> <p>O : trouble</p> <p>O : limpide</p> <p>Canal dédié à la navigation ou irrigation ?</p> <p>O : oui O : non</p>	
<p>Cours d'eau clôturé O : non O : en partie O : totalement</p> <p>(La page suivante ne concerne que de la partie prospectée au sens strict)</p>			

<p>Vitesse d'écoulement (moyenne sur tronçon) : O : faible O : moyenne O : forte</p>								
<p>Présence de : O : radier(s) O : mouille(s) O : bras mort(s) O : évaselement(s)</p> <p>O : rocher(s) émergés(s) O : banc(s) de sable O : plat lent O : plat courant à très courant</p>								
<p>Profondeur moyenne d'eau libre (sédiments non compris) : <input type="checkbox"/> à sec ou 0-0,2 m <input type="checkbox"/> 0,2-0,5 m <input type="checkbox"/> 0,5-1 m <input type="checkbox"/> 1-2 m <input type="checkbox"/> + de 2 m <input type="checkbox"/> Je ne sais pas <input type="checkbox"/></p>								
<p>Sédiments : O : vaseux/limoneux O : sableux O : graveleux O : pierreux</p>								
<p>Présence de débris végétaux sur le fond : O : oui O : oui mais localisés O : non</p>								
<p>Pente de la berge : <input type="checkbox"/> douce ($10^\circ <$) <input type="checkbox"/> intermédiaire ($10-45^\circ$) <input type="checkbox"/> abrupte ($45^\circ <$)</p>								
<p>Surpiétement des abords : O : intense et total O : intense et localisé O : faible à nul</p>								
<p>Ombreage surface : O pas ou peu ombragée O moyennement/assez ombragée O très ombragée</p>								
<p>Fermeture ruisseau par ronces et arbustes : O : 0% - O : 25% - O : 50% - O : 75% - O : 100% - O</p>								
<p>Recouvrement de la surface par herbiers aquatiques (0 : nul, 1 : faible, 2 : moyen, 3 : fort) :</p>								
<table border="1"> <tr> <td> <p>Helophytes à appareil végétatif totalement aérien</p> </td> <td> <p>Helophytes à feuilles de types émergentes et « flottantes » ou « submergées »</p> </td> <td> <p>Hydrophytes enracinés à feuilles flottantes</p> </td> <td> <p>hydrophyte flottant non erratique</p> </td> <td> <p>Algues filamenteuses</p> </td> <td> <p>Eau libre avec hydrophytes à feuilles ttes submergées</p> </td> <td> <p>Eau libre sans végétation aquatique</p> </td> </tr> </table>		<p>Helophytes à appareil végétatif totalement aérien</p>	<p>Helophytes à feuilles de types émergentes et « flottantes » ou « submergées »</p>	<p>Hydrophytes enracinés à feuilles flottantes</p>	<p>hydrophyte flottant non erratique</p>	<p>Algues filamenteuses</p>	<p>Eau libre avec hydrophytes à feuilles ttes submergées</p>	<p>Eau libre sans végétation aquatique</p>
<p>Helophytes à appareil végétatif totalement aérien</p>	<p>Helophytes à feuilles de types émergentes et « flottantes » ou « submergées »</p>	<p>Hydrophytes enracinés à feuilles flottantes</p>	<p>hydrophyte flottant non erratique</p>	<p>Algues filamenteuses</p>	<p>Eau libre avec hydrophytes à feuilles ttes submergées</p>	<p>Eau libre sans végétation aquatique</p>		
<p>Descriptif ripisylve (le cas échéant) : O linéaire O forêt alluviale O arbres à l'aplomb des rives</p> <p>O à bois tendre avec auline dominant O mêlant bois dur (frêne, orme, chêne, etc.) et auline</p> <p>O à bois tendre avec saule dominant O à bois dur avec auline peu ou pas présent</p> <p>O aulnes et saules mélangés et dominants O présence de résineux</p>								
<p>Facteurs limitants (détritius, poissons, espèces invasives, etc.) :</p> <p>.....</p>								
<p>Obstacles naturels ou artificiels :</p> <p>.....</p>								
<p>Ouvrages et aménagements :</p> <p>O : barrages, seuils O : ouvrages agricoles</p> <p>O : ouvrages liés à la navigation</p> <p>O : ouvrages d'art (pont, ...) O : aucun</p> <p>O : autres (faciages, empièvements)</p>								

Notez les espèces observées et vos autres observations (facilité/difficulté pour l'accès au site et/ou pour la prospection, gestion observée, supports d'émigrations...), au verso de cette feuille...

Merci de nous retourner cette fiche remplie à :
 GRETTA - 320, quartier du Val, bât. B, 14200 Hérouville-Saint-Clair / 02 31 52 12 46 ou direction@gretta.org



Annexe 2 : fiche de suivi – *Coenagrion mercuriale*

Site :		Date :	
Transect* :		Longueur du transect :	
Si repère « naturel » pérenne, quel est-il (début du transect*) :		Si repère « naturel » pérenne, quel est-il (fin du transect*) :	
Si GPS, point de début :		Si GPS, point de fin :	
Observateur(s) :		Heure début :	Heure fin :
Ensoleillement :		Température :	Force du vent :
Nombre de mâles seuls* (*possibilité d'opter pour nombre réel ou fourchette d'abondance : 1 individu / 2 à 10 individus / 11 à 50 individus / >50 individus)			
Nombre de tandems ou accouplements			
Présence de ténéaux ?	Oui	Non	
Présence de femelle(s) en activité de ponte ?	Oui	Non	
*Éléments devant faire l'objet au minimum d'une photographie.			
Remarques ou espèces accompagnatrices (en dehors des opérations de comptage).			



Inventaire qualitatif des orthoptères

Fiche protocole **4.3**

Objectifs/Résultats

Identifier les espèces présentes sur un site donné en mettant en évidence les abondances relatives des espèces. Ne permet pas d'obtenir une densité absolue.

Époque de l'année

Période estivale : de juin à septembre.

Périodicité

3 passages par an au minimum sur les périodes suivantes :

- Un passage crépusculaire/nocturne entre mi-mai et mi-juin
- Un passage diurne en juin-juillet
- Un passage diurne en août-septembre couplé à un passage crépusculaire/nocturne

Horaire

En journée : de 10h à 16h, période de forte activité d'une grande partie des espèces.

Visites crépusculaires et nocturnes pour détection de certaines espèces cachées en journée, et ne se manifestant vocalement que la nuit.

Conditions météorologiques

Journées chaudes et ensoleillées, peu venteuses.

Matériel

Filet à papillon ou fauchoir, appareil de détection des ultrasons, jumelles, loupe de botaniste, loupe binoculaire pour identification ultérieure des espèces présentant des difficultés pour la détermination.

Méthode

Une première visite sur le terrain devra permettre de définir les stations à prospecter. Les stations seront disposées de telle sorte qu'elles prendront en compte la variabilité et l'hétérogénéité du milieu prospecté : tous les principaux habitats devront être échantillonnés. Ces stations devront être cartographiées et pourront être repérées physiquement sur le terrain au moyen de repères permanents garantissant la qualité du suivi dans le temps.

Pour chaque station définie, l'observateur progresse lentement au sein de celle-ci et identifie tous les orthoptères qui y sont présents à l'aide d'un filet. L'identification des spécimens est à effectuer à vue et/ou par l'écoute des stridulations. La stridulation des mâles est un complément important dans la détermination et est même indispensable pour différencier certains groupes d'espèces. Les individus sont capturés temporairement au filet si nécessaire pour détermination. Il faut également prospecter les branchages bas accessibles des arbres (battage au-dessus d'un filet) afin de rechercher les espèces arboricoles (certaines sauterelles). Les espèces présentant des difficultés pour la détermination sont capturées pour une analyse ultérieure au laboratoire.

Les visites sont diurnes (temps ensoleillé) mais aussi crépusculaires et nocturnes car diverses espèces cachées en journées, ne se manifestent vocalement que la nuit. De plus certaines espèces n'émettent que faiblement ou pas du tout dans le domaine des sons audibles mais peuvent être mises en évidence en utilisant un détecteur d'ultrasons (ex : Pettersson D 240x), les vocalisations pouvant être enregistrées (en expansion de temps) pour analyse ultérieure sur ordinateur.



Paramètres du relevé

Ce protocole n'est pas conçu pour récupérer des données quantitatives, mais l'observateur pourra tout de même donner un indice de grandeur simple par espèce (peu fréquent / abondant) à l'échelle du site.

A chaque passage, l'observateur notera :

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement.
- Contacts : espèce, indice de grandeur simple par espèce (peu fréquent / abondant)
- Technique d'observation
- Localisation précise

Précautions

Ce protocole ne doit pas occasionner d'impact sur les orthoptères.

Fréquence pour un suivi

Cet inventaire pourra être actualisé tous les 5 à 10 ans suivant le caractère évolutif du site (site stable, en fermeture, nombreuses actions de gestion...).

Traitement des données et valorisation des résultats

Ce protocole permet d'identifier une liste d'espèces par station. Pour l'analyse et l'interprétation des données, il sera essentiel de convertir ces effectifs « bruts » en classes d'abondances pour lisser les biais et erreurs induits par les méthodes de recensement ou les conditions locales. Ces classes d'abondances pourront, par exemple, être définies de la manière suivante :

Classe	Abondance	Nombre d'individus
I	Très faible	1
II	Faible	2-10
III	Moyenne	11-50
IV	Elevée	51-100
V	Très élevée	> 100

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Parc du Château des pères, Landes de Jaunouse.

Bibliographie

- Bonnet E., Vilks A., Lenain J.-F., Petit D., 1997. *Analyse temporelle et structurale de la relation Orthoptères-végétation*. *Ecologie*, 28 : 209-216.
- Dusoulie F., 2006. *La compréhension des dynamiques spatio-temporelles chez les Orthoptères : la biohistoire au secours des naturalistes*. *Symbiose*, nouvelle série 17: 17-21.
- GERECO, 2020. *Plan de gestion de l'espace naturel sensible des Landes de Jaunouse 2021-2030* (Billé, Combourtillé, Parcé, Montreuil-des-Landes). Tome 0B - Inventaire des Odonates et des Orthoptères. Département d'Ille-et-Vilaine. 34 p.
- Sardet E., Roesti C., Braud Y., 2015. *Cahier d'identification des Orthoptères de France, Belgique, Luxembourg et Suisse*. Biotope, Mèze, (Collection Cahier d'identification), 304 p.



Inventaire quantitatif des orthoptères par la méthode des Indices Linéaires d'Abondance (ILA)

Fiche protocole **4.4**

Objectif / Résultats

Réaliser un inventaire quantitatif des orthoptères

Époque de l'année

Entre juillet et septembre

Périodicité

2 passages par an au minimum.

Horaire

En début d'après-midi

Conditions météorologiques

Temps ensoleillé et peu venteux

Matériel

Filet à papillons, corde de 20m

Méthode

Les Indices Linéaires d'Abondance (VOISIN, 1986) ont pour but d'approcher la densité orthoptérique réelle mais dans le cas présent, ce sont plus particulièrement les variations de cette densité calculée qui nous intéressent, afin d'obtenir des informations sur l'évolution des peuplements au cours du temps. La réalisation d'ILA s'effectue en plusieurs phases.

La définition des stations à prospector

Une première visite sur le terrain devra permettre de définir les stations à prospector. Les stations seront disposées de telle sorte qu'elles prendront en compte la variabilité et l'hétérogénéité du milieu prospecté : tous les principaux habitats devront être échantillonnés. Chaque station correspondra à une unité écologique homogène, en termes de substrat, de topographie (pente et exposition), de structure de la végétation et d'humidité édaphique. Ces stations devront être cartographiées et pourront être repérées physiquement sur le terrain au moyen de repères permanents garantissant la qualité du suivi dans le temps.

Phase 1 : le relevé simple

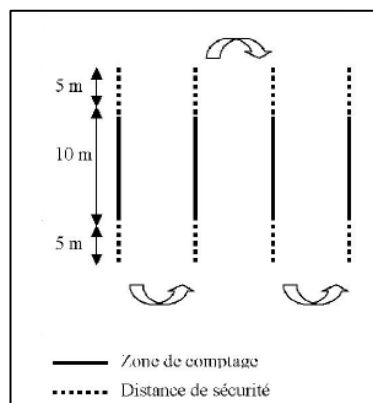
Le premier relevé s'effectuera pour chaque station sans contraintes de temps ni d'espace. Il permettra de capturer, d'identifier et de compter le plus grand nombre possible d'orthoptères à l'aide d'un filet à papillons par rapport à la surface prospectée dans la parcelle. Si l'unité écologique inventoriée est petite, une prospection systématique de toute la parcelle donne une estimation optimale du peuplement. Sinon, au moins cent individus (toutes espèces confondues) doivent être comptés.

Des ajustements à la méthode pourront être effectués, notamment si les densités globales d'orthoptères observées sont faibles. On pourra alors opter pour une standardisation temporelle de la prospection plutôt qu'une standardisation de l'effectif total contacté.



Phase 2 : le comptage

Le deuxième relevé est consacré au comptage en ligne, toutes espèces confondues.



Des transects de 20 m de long sur 1m de large seront définis au sein d'une zone homogène, et qui ne se recoupent pas entre eux. Le parcours des transects est effectué à l'aide d'une corde d'une longueur de 20m, comportant un nœud fort à 5m de chacune des extrémités. Cette corde est tendue autant de fois que l'on souhaite d'indices : une extrémité est accrochée à une ancre (poids, sac à dos...), le reste est déroulé sur le côté. La corde est saisie juste après son point d'attache et l'on commence à marcher en la faisant glisser dans la main. Au passage du premier nœud, le comptage débute ; au passage du second, il s'arrête. Chaque transect de 10m est donc assorti de deux distances de sécurité de 5m (celles-ci garantissent que la zone de comptage n'a pas été perturbée par les préparatifs du déroulement de la corde, voir figure ci-contre).

Enfin, une bande virtuelle de comptage de 0,5m de chaque côté de la corde est prise en compte, ce qui ramène le transect à une surface de 10 m². Le nombre de spécimens fuyant devant les pas du prospecteur est donc compté pour une bande d'une largeur environ égale à un mètre.

Paramètres du relevé

Pour le relevé de la phase 1, l'observateur notera :

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement.
- Contacts : espèce, nombre d'individus et sexe (optionnel)
- Technique d'observation
- Localisation précise de la station

Pour le relevé de la phase 2, l'observateur notera :

- Nom de l'observateur
- Date et créneau horaire
- Conditions météorologiques : T°C, vent, ensoleillement.
- Contacts : nombre d'individus (toutes espèces confondues)
- Localisation précise du transect et de la station

Précautions

Ce protocole ne doit pas occasionner d'impact sur les orthoptères.

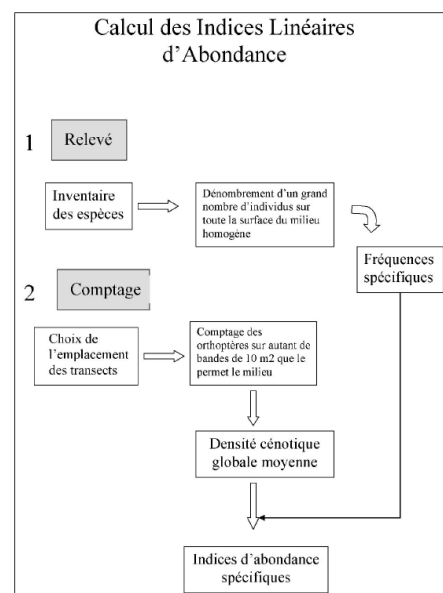
Fréquence pour un suivi

Cet inventaire pourra être actualisé tous les 5 à 10 ans suivant le caractère évolutif du site (site stable, en fermeture, nombreuses actions de gestion...).

Traitement des données et valorisation des résultats

Pour le relevé simple (phase 1), on obtient ainsi des fréquences spécifiques stationnelles. Exemple : 30% de l'espèce A et 70% de l'espèce B sur la station 1.

Pour le comptage (phase 2), on obtient une densité cénotique globale (ex : 50 individus pour 100 m² sur la station 1). Il suffit ensuite d'appliquer les fréquences obtenues grâce au relevé simple à la densité cénotique globale pour obtenir des indices d'abondance par espèce (exprimés en densité spécifique).





Cette méthode a l'avantage de dissocier le comptage normalisé, lors de la réalisation des transects, de la détermination, qui a lieu au cours de la première phase.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Les Gaudriers, Lormandière, Pointe du Nid, Anse du Verger, Domaine de Careil

Bibliographie

François A., 2001. *Une méthode simple pour compter les orthoptères*. Lettre de liaison de la Coordination Orthoptères Bretagne, **2** : 3-4.

Lecaplain B. & Picard L., 2019. *Poursuite du suivi des orthoptères, site des Gaudriers (Thorigné-Fouillard), année 2018, Espaces Naturels Sensibles du Département de l'Ille-et-Vilaine*. Rapport du GRETIA pour le Département de l'Ille-et-Vilaine : 11 p.

Picard L., 2017. *Initiation à la mise en œuvre de protocoles/méthodes de suivi « invertébrés »* - Compte rendu du GRETIA. 14 p.

Sardet E., Roesti C., Braud Y., 2015. *Cahier d'identification des Orthoptères de France, Belgique, Luxembourg et Suisse*. Biotope, Mèze, (Collection Cahier d'identification), 304 p.

Voisin J.F., 1986. *Une méthode simple pour caractériser l'abondance des orthoptères en milieu ouvert*. L'entomologiste, **42** (2) : 113-119.



Inventaire et suivi des populations de rhopalocères

Fiche protocole **4.5**

Objectifs/Résultats

Réaliser une liste des espèces présentes sur un site donné par échantillonnage.

Suivre les populations de rhopalocères dans le temps sur un site donné.

Époque de l'année

De mi-mars à fin septembre.

Périodicité

A minima 6 passages : un passage mensuel d'avril à septembre, et un passage optionnel en mars.

Horaire

De 8h à 16h en heure solaire (retarder à 9h, voire plus, si l'humidité matinale reste perceptible tardivement).

Conditions météorologiques

- 14°C si le temps est ensoleillé ou faiblement nuageux,
- 17°C si le temps est nuageux (nuages occupant au maximum 50% du ciel),
- pas de sortie si le temps est très nuageux ou pluvieux.

La vitesse moyenne du vent doit être inférieure à 30 km/h.

Si les conditions météorologiques deviennent défavorables avant la fin d'un relevé et ne permettent pas de valider les comptages sur les dernières sections :

- attente sur place que les conditions redeviennent favorables
- validation des données des premières sections, et application pour celles non réalisées de la moyenne arithmétique par rapport aux comptages du précédent passage et du passage suivant.

Matériel

Filet à papillon pour la capture, dictaphone et compteur à main pour l'enregistrement des données sur le terrain

Méthode

Description du transect et des sections

Après un repérage préliminaire du site, un trajet est défini au sein des milieux ouverts, qui correspond au transect. Il est constitué de lignes droites (cf. fig. 1), espacées d'un minimum de 50 mètres entre elles afin d'éviter de trop fréquents doubles comptages.

La longueur de chaque transect se situera entre 50 et 400m suivant les habitats : transects plus courts dans les habitats riches ou si l'hétérogénéité de l'habitat l'exige (l'habitat doit cependant être homogène au sein de chaque transect). Ces transects seront contigus ou disjoints. La longueur totale du transect ne doit pas dépasser 3 km. Leur tracé sera transcrit précisément sur une carte IGN au 1/25 000ème.

En pratique, il est préférable de faire des transects courts et

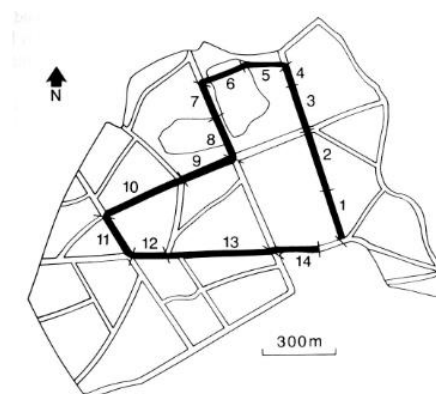


Fig.1 : Exemple d'un transect, avec les sections d'itinéraires (POLLARD & YATES. 1993)



nombreux, plutôt que longs et peu nombreux. Le trajet (ou transect) est cartographié à l'aide de repères de terrain (clôture, arbres, ruisseau...) et mesuré, lorsque le matériel le permet, soit au GPS, soit par le biais du Système d'Information Géographique (SIG) qui peut calculer avec une bonne précision les distances.

Dans le cadre d'un suivi ou de changement d'observateur, les transects seront balisés (à chaque changement de direction par exemple) avec des piquets facilement repérables, afin de pouvoir être effectués à l'identique, année après année. Il serait même souhaitable de réaliser une série de photographies sur le parcours du transect.

Au sein du trajet, il est possible d'individualiser plusieurs sections (15 maximum), homogènes du point de vue des groupements végétaux en présence. Elles doivent être cartographiées. (POLLARD & YATES., 1993).

Réalisation des transects

En théorie, le transect doit être effectué à vitesse constante (2 km/h), mais il sera pratiquement impossible de le mettre en application dans la plupart des cas (en fonction du type de milieu traversé, de la topographie du terrain, de l'abondance non régulière des espèces tout au long du trajet, de la difficulté d'identification sur certaines sections...). Pour des reliefs prononcés (zones escarpées), il faut estimer la vitesse de progression à 1 km/h. Dans les secteurs où les zones de milieux ouverts sont entrecoupées par des milieux forestiers fermés, il faudra compter en plus le temps de déplacement entre les différentes sections. Il est important de noter à chaque fois le temps nécessaire pour réaliser chaque transect afin qu'il soit le plus constant possible.

Méthodes de capture

Les papillons qui seront capturés au filet seront déterminés soit directement dans la poche du filet, soit dans une pochette plastique transparente (ATEN, 1996) en 30 secondes maximum pour ne pas ralentir ou casser la cadence de la marche. Sinon, une macrophotographie du dessous de l'individu pourra être faite et examinée par la suite.

Dans le cas où il n'y a pas de doute sur le passage multiple d'un individu, il ne sera noté que lors de son premier passage.

Paramètres du relevé

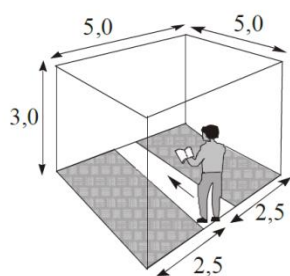


Figure n°2 : cube de prospection

Lors d'un relevé, l'information principale recueillie sera le nombre d'individus comptabilisés par section pour une espèce donnée. Seuls sont comptés les papillons qui sont présents sur une distance de 2,5 m de part et d'autre de l'observateur, soit sur une largeur de 5 m.

L'observateur est libre de se déplacer à l'intérieur de la bande de 5 mètres (les « zigzags » sont d'ailleurs conseillés) afin de capturer les spécimens dont l'identification ne peut s'effectuer à vue. Les individus aberrants et très abîmés ne seront pas comptés pour éviter des difficultés supplémentaires de détermination.

En plus des espèces observées, les conditions météorologiques (ensoleillement, température, vent), la date, l'heure, le temps de prospection et le nom de l'observateur seront indiqués (voir fiche en annexe).

Précautions

Pas de précautions particulières pour réaliser ce protocole

Fréquence pour un suivi

Afin de suivre les populations dans le temps, l'intervalle de suivi est à définir au cas par cas. L'idéal serait d'effectuer ce suivi tous les ans. Une périodicité trop faible dans la réalisation du suivi risque de provoquer des fluctuations de populations difficilement interprétables du fait du manque de réplicats. L'existence de réplicats annuels à moyen terme doit permettre de percevoir ce qui relève de fluctuations interannuelles indépendantes des mesures de gestion et de l'évolution du milieu et ce qui relève de réelles évolutions des populations dépendant desdits facteurs.



A défaut, ce protocole peut être renouvelé à intervalle régulier tous les 3 ans. Cet intervalle doit offrir un recul suffisant pour interpréter les évolutions paysagères et floristiques (qu'elles soient issues d'une transformation naturelle ou générées par les procédés de gestion mis en place sur le site), sans pour autant provoquer d'incompréhensibles fluctuations de populations.

La durée de l'intervalle entre deux suivis doit également être réévaluée lorsque la présence d'une espèce très vulnérable (par exemple le damier de la succise) est confirmée sur un site.

Traitement des données et valorisation des résultats

Chaque transect correspondant à un habitat, une évaluation de la structure du peuplement de rhopalocères (richesse taxonomique, fréquence relative des espèces, indice de diversité...) par type d'habitat présent sur le site peut être effectuée. Si ce suivi est renouvelé, il peut permettre d'évaluer la réussite de la gestion appliquée.

Afin de traiter les données obtenues, il s'agira dans un premier temps de saisir les relevés bruts dans un tableur.

Estimation du nombre moyen d'individus sur 100m

Une série de comptages est obtenue pour chaque espèce par section de transect. Une standardisation spatiale sera effectuée pour chaque comptage : chaque comptage est ramené à un nombre d'individus sur 100m.

Calcul de l'indice annuel d'abondance (IA)

L'indice d'abondance correspond à une approximation de l'abondance relative de l'espèce sur toute la saison.

C'est à partir des chiffres du nombre moyen d'individus sur 100m qu'est calculé l'indice d'abondance de chaque espèce pour chaque section, selon la formule suivante (formule alternative simplifiée, adaptée de la formule modifiée d'après Van SWAY, PLATE & Van STRIEN, 2001) :

$$j = \sum_{i=a+1}^{i=b-1} \frac{1}{2} (t_{i+1} - t_{i-1}) \cdot N_i$$

Avec :

j = indice d'abondance (IA) pour la section donnée

i = numéro des visites

a = première visite

b = dernière visite

t = date

$(t_{i+1} - t_{i-1})$ = nombre de jours écoulés entre le comptage précédant et le comptage suivant

N = nombre d'individus par visite.

On obtient ainsi trois colonnes supplémentaires dans le tableau de données brutes : "Nb/100m", "(t+1)-(t-1)" et "IA", comme l'illustre l'exemple ci-dessous, avec IA = valeur de la colonne « (t+1)-(t-1) » x valeur de la colonne « Nb/100m » * 0,5

Code RN	Année	Date (t)	Espèce	Nombre	Section et longueur	Nb/100m	(t+1) - (t-1)	IA
79-Platière	2006	13/06/2006	<i>Didymaeformia didyma</i>	1	01LPGO06 145m	0,69	17	5,86
79-Platière	2006	22/06/2006	<i>Didymaeformia didyma</i>	1	01LPGO06 145m	0,69	16	5,52
79-Platière	2006	25/07/2006	<i>Didymaeformia didyma</i>	1	01LPGO06 145m	0,69	11	3,79
79-Platière	2006	10/08/2006	<i>Didymaeformia didyma</i>	1	01LPGO06 145m	0,69	17	5,86
IA de l'espèce pour la section 01LPGO06								21,03

Tableau 1 : exemple sur la méliée orangée pour une section donnée (RNN de l'île de la Platière, 2006).



NB : Figurent uniquement dans ce tableau les passages où la mélitée orangée a été observée

On obtient donc un IA par date de passage pour chaque section. La somme de ces valeurs correspond à l'IA de l'espèce pour cette section pour l'année.

La somme des IA de l'espèce pour chaque section correspond à l'IA de l'espèce sur l'ensemble des sections pour l'année.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Vallon de la Chambre au Loup, Domaine de Careil, Vallée du Canut, Tourbière de Landemerais, Mégalithes et landes de Saint-Just, etc.

Bibliographie

- Amelot D., 2016. *Inventaire des populations d'espèces remarquables de rhopalocères sur le vallon de la chambre au Loup*. Département d'Ille-et-Vilaine. 69 p.
- Demerges D., 2002. *Proposition de mise en place d'une méthode de suivi des milieux ouverts par les Rhopalocères et Zygaenidae dans les Réserves Naturelles de France. Adaptation du British Butterfly Monitoring Scheme (BMS)*. OPIE / RNF. 36 p.
- Lafranchis T., 2000. *Les papillons de jour de France, de Belgique et Luxembourg et leurs chenilles*. Collection Parthénopé, éditions Biotopé, Mèze (France). 448 p.
- Langlois D., Gilg O., 2007. *Méthode de suivi des milieux ouverts par les Rhopalocères dans les Réserves Naturelles de France. Révision de la proposition de protocole 2002 de David DEMERGES et de Philippe BACHELARD*. RNF 34 p. <http://www.reserves-naturelles.org/sites/default/files/fichiers/protocole-rhopalo-200712.pdf>
- Manic L. & Henry P-Y., 2007. *Suivi Temporel des Rhopalocères de France (STERF) in Suivi Temporel des Insectes Communs (STIC). Protocole national*. MNHN. 10 p.



Annexe

FICHE D'OBSERVATION D'UN TRANSECT

Observateur

Lieu

Date

<input type="text"/>	<input type="text"/>	<input type="text"/>	<input type="text"/>	<input type="text"/>	<input type="text"/>
jour		mois		année	

Température (°C)

<input type="text"/>	<input type="text"/>	<input type="text"/>	<input type="text"/>	<input type="text"/>
13/15	16/20	21/25	26/30	>30

Ensoleillement

<input type="text" value="S"/>	<input type="text" value="PN"/>	<input type="text" value="N"/>	<input type="text" value="TN"/>	<input type="text" value="C"/>
--------------------------------	---------------------------------	--------------------------------	---------------------------------	--------------------------------

S: soleil, PN : passage nuageux, N : nuageux, TN : très nuageux, C : couvert

Vent

<input type="text" value="N"/>	<input type="text" value="L"/>	<input type="text" value="M"/>	<input type="text" value="F"/>
--------------------------------	--------------------------------	--------------------------------	--------------------------------

N: nul, L : léger, M : moyen, F : fort

Heure de départ

Heure d'arrivée

Transect N°:

Section N°:

Remarques et observations



Protocole Papillons Gestionnaires (PROPAGE)

Fiche protocole **4.6**

Objectifs/Résultats

Ce protocole poursuit plusieurs objectifs :

- Réaliser une liste des espèces de rhopalocères les plus communes présentes sur un site donné par échantillonnage.
- Mesurer l'effet des pratiques de gestion d'espaces verts et naturels sur la biodiversité à travers le suivi des papillons de jour, un groupe particulièrement sensible aux perturbations de son milieu.
- Suivre les populations de rhopalocères dans le temps sur un site donné.

Il s'agit d'une adaptation du programme national PROPAGE (<https://propage.mnhn.fr/>) : observatoire de suivi à long terme des populations de papillons communs destiné aux gestionnaires. Ce protocole n'a pas vocation à dresser une liste exhaustive des espèces fréquentant un site.

Époque de l'année

Mai/juin à août.

Périodicité

Trois passages seront effectués aux dates suivantes (plus ou moins dix jours, en fonction des conditions météorologiques) : 1er juin, 5 juillet, 10 août.

Horaire

Entre 11h et 17h.

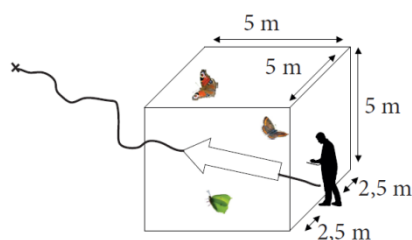
Conditions météorologiques

L'activité (et donc la détectabilité) des papillons étant fortement affectée par les conditions météorologiques, les relevés doivent être effectués lors de journées ensoleillées (présence d'une couverture nuageuse d'au maximum 75 %), sans vent fort (vent inférieur à 30 km/h soit 5 sur l'échelle de Beaufort), sans pluie. La température doit être d'au moins 13°C si le temps est ensoleillé, et d'au moins 17°C si il est nuageux (10 à 50% de couverture).

Matériel

Filet à papillons.

Méthode



Volontairement simple, le protocole consiste à dénombrer et identifier les papillons les plus communs, en se déplaçant le long d'un transect établi au milieu d'une parcelle.

Seuls les papillons observés dans une boîte imaginaire de 5 mètres de côté autour de l'observateur sont comptés. Le temps de parcours du transect doit être de 10 minutes (1 mètre en 2 secondes), ce qui correspond à un transect d'une longueur de 100 à 300 mètres, en fonction de la richesse du milieu.

À chaque transect doit correspondre un habitat unique : le transect doit être situé dans un habitat homogène. Chaque habitat doit être catégorisé à l'aide de la fiche habitats (voir annexe 2). Un habitat unique est défini pour toute une année, même si cet habitat évolue pendant la saison du fait de sa gestion.

De nombreuses espèces ou groupes d'espèces de papillons les plus communs en milieux prairiaux sont pris en compte pour ce suivi. Les regroupements concernent des espèces proches et dont l'identification



précise est affaire de spécialistes (Lycènes bleus, Hespéries orangées, Piérides blanches par exemple). Pour chacune des espèces ou groupes d'espèces, le nombre total d'individus observés en parcourant le transect est noté. Si des papillons n'appartenant pas à la liste pré-établie sont recensés, ils peuvent être notés sur la feuille de terrain dans la partie « Autres papillons ».

Les espèces ou groupes d'espèces suivis sont présentés taille réelle sur une planche fournie en annexe.

Paramètres du relevé

Les paramètres suivants doivent être notés pour chaque transect sur la fiche de terrain (voir annexe 1) :

- Nom du transect
- Observateur
- Date
- Heure de début/fin de relevé
- Température (°C)
- Distance parcourue (mètres)
- Habitat : suivant la classification fournie (fiche habitats, annexe 2).
- Ensoleillement et couverture nuageuse : se référer aux pictogrammes de la feuille de terrain.
- Force du vent (nul, léger, modéré, fort)

Précautions

Pas de précautions particulières pour réaliser ce protocole.

Fréquence pour un suivi

Ce protocole sera renouvelé à intervalle régulier, dans l'idéal tous les ans.

Traitement des données et valorisation des résultats

Ce protocole ne permet pas d'inventorier la totalité des espèces fréquentant un site donné. L'objectif est de d'évaluer la qualité d'un milieu, de le comparer à d'autres sites, et de suivre l'évolution de l'impact des pratiques de gestion au cours des années.

Pour cela, il est nécessaire au préalable de définir les modalités de gestion que l'on souhaite étudier, par exemple « prairie en fauche tardive » vs « prairie pâturée » (à l'aide de la fiche « habitats ») et d'appliquer le protocole plusieurs années consécutives sur les parcelles correspondant à ces modalités de gestion. La comparaison des résultats obtenus permettra d'évaluer les mesures de gestion mises en place sur les différentes parcelles.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Domaine de Careil, Landes de Jaunouse, Lormandière, Marais de Gannedel, Prairies d'Olivet, Prairies de l'étang du Boulet

Bibliographie

Lafranchis T., 2000. *Les papillons de jour de France, de Belgique et Luxembourg et leurs chenilles*. Collection Parthénope, éditions Biotope, Mèze (France). 448 p.

Programme national PROPAGE : <https://propage.mnhn.fr/>



Annexe 1 : fiche de terrain



FICHE DE TERRAIN



Identifiant Transect : Observateur :

Longueur (mètres) : Habitat (se référer à la fiche habitats) : n°

Si pâturage, type et date(s) approximative(s) :

Parcourez le transect choisi aux heures les plus chaudes de la journée (entre 11h et 17h). Notez le nombre total d'individus pour chaque espèce le long du transect.

Période	1er juin	5 juillet	10 août
Date réelle			
Heure de début / fin			
Température à l'ombre (°C)			
Couverture nuageuse *			
Force du vent **			
Machaon	<i>Papilio machaon</i>		
Flambé	<i>Iphiclides podalirius</i>		
Silène	<i>Brintesia circe</i>		
Demi-Deuil	<i>Melanargia galathea</i>		
Myril	<i>Maniola jurtina</i>		
Tristan	<i>Aphantopus hyperanthus</i>		
Mégère ou Némusien	<i>Lasiommata</i> spp.		
Tircis	<i>Pararge aegeria</i>		
Procris	<i>Coenonympha pamphilus</i>		
Fadets	<i>Coenonympha</i> spp.		
Moirés	<i>Erebia</i> spp.		
Amaryllis	<i>Pyronia tithonus</i>		
Cuivrés	<i>Lycaena</i> spp.		
Argus vert	<i>Callophrys rubi</i>		
Azuré des nerpruns	<i>Celastrinia argiolus</i>		
Brun des Pélargoniums	<i>Cacyreus marshalli</i>		
Azuré porte-Queue	<i>Lampides boeticus</i>		
Lycènes bleus/bruns	<i>Polyommatus</i> spp.		
Petit Mars changeant	<i>Apatura</i> spp.		
Hésérides orangées	<i>Thymelicus</i> spp.		
Hésérides brunes tachetées	<i>Pyrgus</i> spp.		
Sylvain azuré	<i>Limenitis reducta</i>		
Gazé	<i>Aporia crataegi</i>		
Citron	<i>Gonepteryx rhamni</i>		
Marbrés	<i>Pontia</i> spp.		
Souci	<i>Colias crocea</i>		
Piérides blanches	<i>Pieris</i> spp.		
Fluorés - Colias jaunes	<i>Colias</i> spp.		
Belle-Dame	<i>Cynthia cardui</i>		
Robert le Diable	<i>Polygonia c-album</i>		
Vulcain	<i>Vanessa atalanta</i>		
Paon du jour	<i>Inachis io</i>		
Grande Tortue	<i>Nymphalis polychloros</i>		
Petite Tortue	<i>Aglais urticae</i>		
Tabac d'Espagne	<i>Argynnis paphia</i>		
Carte géographique	<i>Araschnia levana</i>		
Petits Nacrés	<i>Issoria, Clossiana</i> spp.		
Mélitées	<i>Melitae, Melicta</i> spp.		
Autres papillons (Petite violette, miroir)			

*Couverture nuageuse :



Ciel dégagé



Soleil voilé



0/25%



25/50%



50/75%



75/100%

**Force du vent :



0 km/h



1-5 km/h



6-11 km/h



12-19 km/h



20-28 km/h



29-38 km/h

Miroir
H. morpheusPetite violette
B. dia

Liste d'espèces adaptée pour les ENS 35



Annexe 2 : fiche habitats



1. Prairie	<ul style="list-style-type: none"> 1. Prairie sèche (calicicole) 2. Prairie semée 3. Prairie humide 4. Prairie sans distinction 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Non pâturée 2. Pâturée 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Non fauchée 2. Fauche tardive 3. Fauche précoce 4. Plusieurs fauches 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Avec zones refuges 2. Sans zone refuge
2. Friche	<ul style="list-style-type: none"> 1. Pâturée 2. Non pâturée 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Non fauchée 2. Fauche tardive 3. Fauche précoce 4. Plusieurs fauches 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Présence d'arbustes 2. Absence d'arbuste 	
3. Square urbain (mixte surface pelouse / surfaces non végétalisée)	<ul style="list-style-type: none"> 1. Sans arbre 2. Présence de conifères 3. Présence de feuillus 4. Mixte conifères / feuillus 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Sans parterre de fleurs 2. Avec composition de plantes annuelles 3. Avec composition de plantes vivaces 4. Avec composition de plantes vivaces et annuelles 		
4. Gazon	<ul style="list-style-type: none"> 1. < 5 tontes par an 2. Entre 5 et 10 tontes par an 3. > 10 tontes par an 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Sans arbre 2. Présence de conifères 3. Présence de feuillus 4. Mixte conifères / feuillus 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Sans parterre de fleurs 2. Avec composition de plantes annuelles 3. Avec composition de plantes vivaces 4. Avec composition de plantes vivaces et annuelles 	
5. Jardin horticole / Jardin potager	<ul style="list-style-type: none"> 1. Verger 2. Potager 3. Verger et potager 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Sans plantes ornementales 2. Avec plantes ornementales 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Sans plantes aromatiques 2. Avec plantes aromatiques 	
6. Cimetière	<ul style="list-style-type: none"> 1. Articulisé (allée bétonnées, graviers, ...) 2. Non articulisé (allées enherbées) 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Sans arbre 2. Présence de conifères 3. Présence de feuillus 4. Mixte conifères / feuillus 		
7. Bords d'infrastructures de transport (routes, voies ferrées...)	<ul style="list-style-type: none"> 1. Présence d'arbustes 2. Absence d'arbustes 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Non fauchée 2. Fauche tardive 3. Fauche précoce 4. Plusieurs fauches 	<ul style="list-style-type: none"> 1. Environnement urbain 2. Environnement agricole (élevage, grandes cultures...) 3. Environnement naturel (forêt, zone humide...) 	
8. Lisière de bois ou de forêt	<ul style="list-style-type: none"> 1. Dominance de feuillus 2. Dominance de conifères 3. Fruticée 			

Exemple : Si l'habitat incluant le transect est une friche non pâturée, avec une fauche précoce et arbustes, le numéro de cet habitat est **2231**. Si l'habitat est une pelouse tondue 2 fois par an, sans arbre et sans parterre de fleur, le numéro de l'habitat est **4111**.

Fiche habitats adaptée pour les ENS 35



PROPAGÉ
Protocole Papillons Gestionnaires

Quelques précisions ...



À chaque transect doit correspondre un **habitat unique** (le transect doit être situé dans un habitat homogène). Un habitat unique est défini **pour toute une année**, même si cet habitat évolue pendant la saison **du fait de sa gestion**. Cette évolution sera prise en compte dans **les caractéristiques de la session**. Si les pratiques changent d'une année sur l'autre pour le transect, l'habitat pourra être modifié chaque année.

Par exemple, un transect dont l'habitat est une prairie fauchée 1 fois entre la première et la deuxième session ne doit pas être définie comme prairie non fauchée pendant la première session, puis prairie avec fauche précoce pour la deuxième. L'habitat est défini pour toute l'année comme : prairie sans distinction, non pâturée, fauche précoce (1413). Le caractère « fauché » ou « non fauché » pourra être précisé au moment de la saisie des données de la session.

En revanche, si le transect subit un **changement radical pendant l'année** (ex : un gazon est transformé en jardin potager), la modification de l'habitat du transect pourra être effectuée pour l'année en cours. **Le dernier habitat renseigné** sera affecté au transect.

Distinguer prairies, gazons, et friches

- **Prairie** : Surface couverte de végétation herbacée, composée majoritairement de graminées, parfois fleurie, de hauteur variable, entretenu par le pâturage et/ou la fauche
Prairies naturelles, prairies fleuries semées, prairies agricoles, prairies de fauches, pelouses sèches, pelouses calcicoles, ...
- **Friche** : Terrain non cultivé, couvert de végétation spontanée, parfois en cours de fermeture par le développement d'arbustes.
Friches industrielles, délaissés, zones peu ou non-entretenu
- **Gazon** : Surface couverte de graminées semées courte et dense. Végétation peu diversifiée, maintenue courte par des entretiens réguliers (le plus souvent la tonte).
Pelouses d'agrément, zones de loisirs sportifs, ...

Les lisières

- La lisière de bois ou de forêt est un habitat à part entière, un habitat intermédiaire, interface entre une zone forestière ou un bois et une zone ouverte.

Attention, un transect réalisé le long d'une haie n'appartient pas à cette catégorie d'habitat.



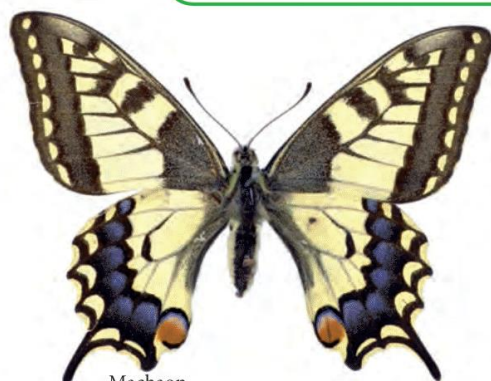
Annexe 3 : planche photos



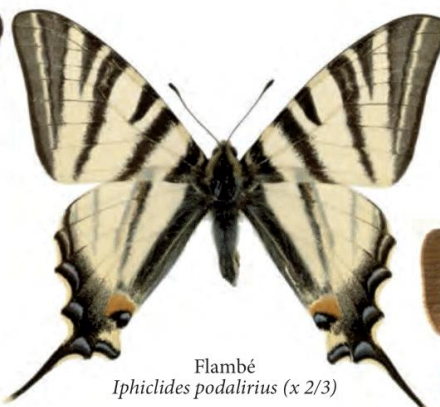
PROPAGE
Protocole Papillons Gestionnaires



Sur cette planche sont présentées les morphes (ou formes) les plus communes de chacune des espèces. La lettre «d» indique qu'il s'agit du dessous du papillon



Machaon
Papilio machaon (x 2/3)



Flambé
Iphiclide podalirius (x 2/3)

Papilionidés



Myrtil
Maniola jurtina



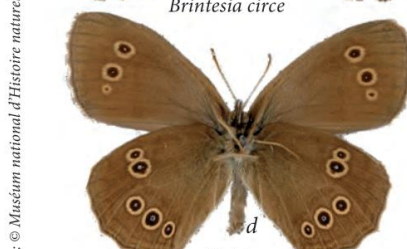
Silène
Brintesia circe



Demi-deuil
Melanargia galathea



Myrtil
Maniola jurtina



Tristan
Aphantopus hyperanthus



Moirés
Erebia spp.

Satyridés



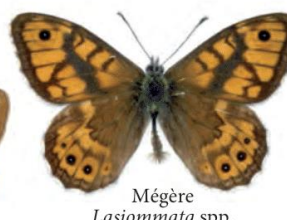
Amaryllis
Pyronia tithonus



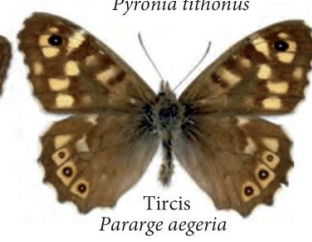
Procris
Coenonympha pamphilus



Fadets
Coenonympha spp.



Mégère
Lasioommata spp.



Tircis
Pararge aegeria

Lycanidés

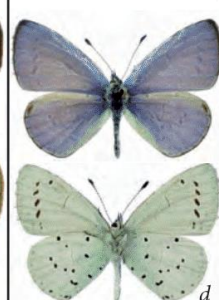


Cuivrés
Lycaena spp.



Argus vert
Callophrys rubi

Polyommatidés



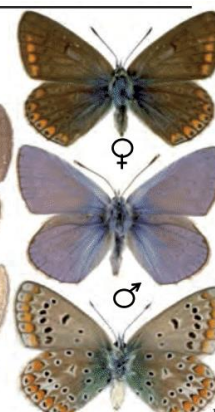
Azuré des nerpruns
Celastrina argiolus



Brun des pélargoniums
Cacyreus marshalli

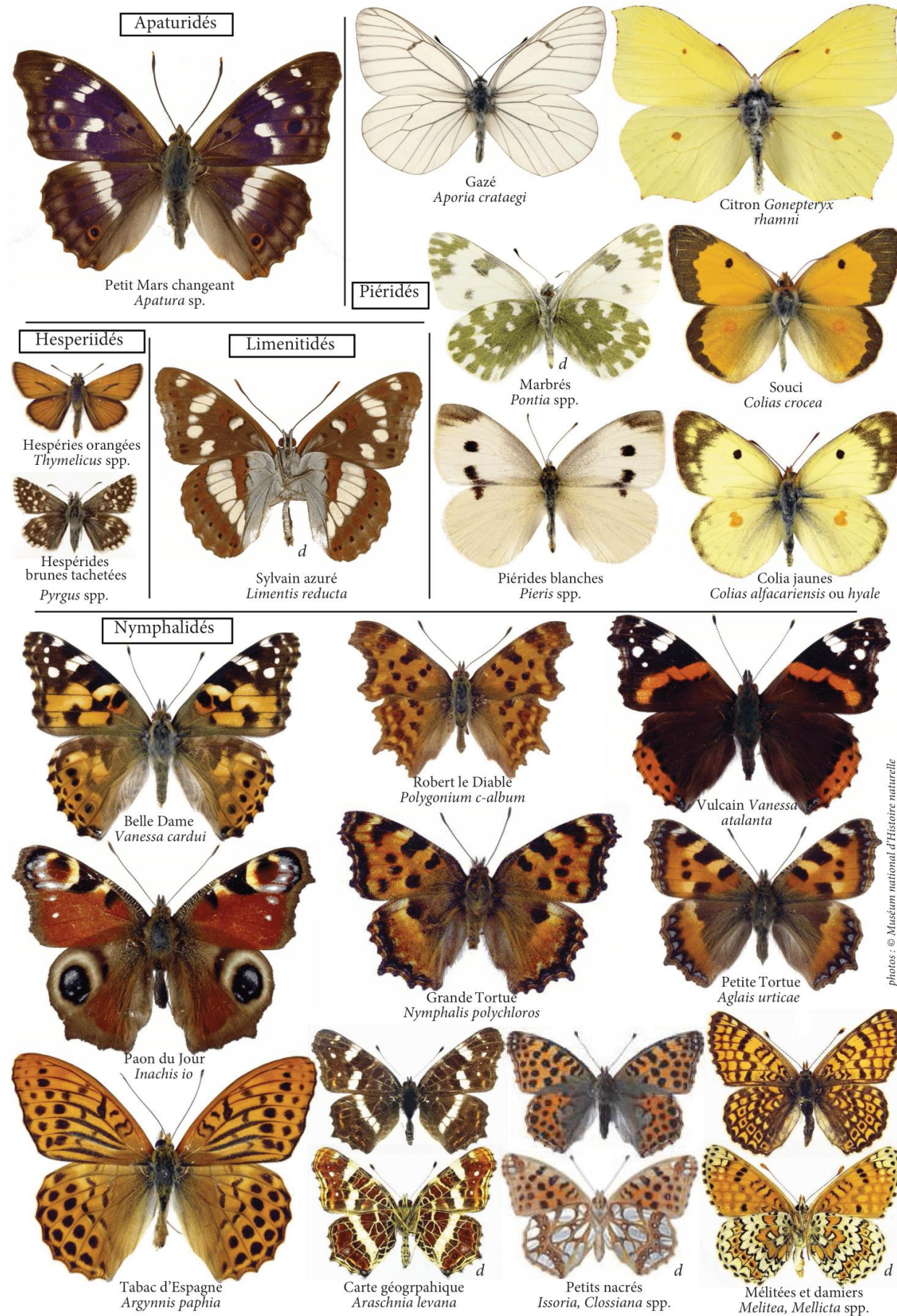


Azuré porte-queue
Lampides boeticus



Lycènes bleus/bruns
Polyommatus spp.

Liste d'espèces adaptée pour les ENS 35



photos : © Muséum national d'Histoire naturelle

Liste d'espèces adaptée pour les ENS 35



Inventaire des hétérocères

Fiche protocole **4.7**

En cours de rédaction



Inventaire des syrphes

Fiche protocole **4.8**

En cours de rédaction



Inventaire des apoïdes

Fiche protocole **4.9**

En cours de rédaction



Inventaire des insectes saproxylophages

Fiche protocole **4.10**

Objectifs/Résultats

Identifier la présence d'insectes saproxylophages, sur un site et particulièrement les coléoptères suivants, possédant des statuts de protection et inscrits sur les annexes de la Directive Habitats-Faune-Flore :

- Le Lucane cerf-volant, *Lucanus cervus* (Linnaeus, 1758)
- Le Grand Capricorne, *Cerambyx cerdo* (Linnaeus, 1758)
- Le Pique-prune ou Osmoderme, *Osmoderma eremita* (Scopoli, 1763)

D'autres espèces patrimoniales pourront également être recherchées, en fonction des sites et notamment :

- La Cétoine variable, *Gnorimus variabilis*,
- Le Verdet ou Gnorime noble, *Gnorimus nobilis*,

Époque de l'année

La période d'observation optimale de ces espèces correspond à fin mai – fin juillet, peu après la période d'émergence des adultes.

La fin d'hiver est plus favorable au repérage des cavités en l'absence de feuillage des arbres et permet de mieux évaluer les potentialités d'accueil des espèces.

Périodicité

4 passages par site favorable :

- 1 passage en fin d'hiver (mars) pour le repérage des cavités et l'évaluation des potentialités d'accueil ;
- 3 passages au moment de la période d'émergence des imagos entre fin mai et juillet pour couvrir l'ensemble des espèces de saproxylophages : par exemple un passage fin mai-début juin, puis un passage fin juin-début juillet puis un passage fin juillet.

Horaire

Pas d'horaires spécifiques. Un passage au crépuscule peut permettre d'observer directement des adultes de certaines espèces (Lucane cerf-volant, Grand capricorne) mais ne permettra pas de conclure sur la localisation de l'arbre-gîte.

Conditions météorologiques

Pas de conditions météorologiques spécifiques à respecter.

Matériel

Echelles, piluliers, loupe de botaniste.

Méthode

Les insectes recherchés sont des coléoptères saproxylophages, c'est-à-dire se nourrissant de bois mort ou dépourissant.

Dans un premier temps, un repérage sera effectué sur photo aérienne afin de délimiter les secteurs de bocage, les alignements d'arbres ou boisements suffisamment développés pour pouvoir héberger une population d'insectes saproxylophages. Un premier passage en fin d'hiver permettra de repérer les secteurs favorables et d'évaluer les potentialités d'accueil :



- Examen global, éventuellement à l'aide d'une paire de jumelles, des arbres favorables (présentant un diamètre et une taille suffisants, leur permettant d'accueillir des coléoptères saproxylophages), notamment chênes, hêtres, frênes, saules ;
- Détection des traces de sénescence sur l'arbre : cavités, orifices, branches cassées, décollements d'écorce, présence de terreau.

Par la suite, des visites lors de la période d'émergence des imagos seront effectuées. Le protocole mis en œuvre pour inventorier les coléoptères saproxylophages devra combiner plusieurs techniques de recensement :

- Examen des traces de sénescence pour la détection des indices de présence des espèces recherchées (trous d'émergence, galeries) ou l'évaluation de leur potentialité de présence ;
- Prospection autour du pied de l'arbre pour la recherche d'indices de présence (cadavres ou parties d'exosquelettes, restes de coques nymphales, fèces, restes prédatés d'individus adultes : élytres, pattes, thorax, etc.) et identification des espèces ;
- Selon les espèces, prospection des cavités d'arbres creux par tamisage du terreau pour la recherche d'indices de présence, de larves ou d'adultes, notamment pour la détection du Pique-prune. Cependant, les larves peuvent être difficilement observables pour certaines espèces comme le Pique-Prune, car elles sont enterrées profondément. Cette étape peut s'avérer néfaste pour les espèces, et ne doit s'effectuer qu'avec parcimonie. Il est par ailleurs interdit par la réglementation de vider complètement les cavités.

Les adultes vivants pourront également être notés (la recherche de ces derniers reste plus aléatoire).

En plus de la recherche de la présence effective de ces insectes, le niveau de potentialités en termes d'accueil de la faune saproxylophage sera noté pour chaque secteur de bocage ou de bois préalablement repéré et parcouru sur le terrain :

- secteur à très fortes potentialités : arbres favorables nombreux et proches et présence effective d'insectes saproxylophages (au moins deux arbres-gîtes), l'avenir de l'espèce étant vraisemblablement assuré à moyen terme (en l'absence de destruction d'habitat) ;
- secteur à fortes potentialités : arbres favorables assez nombreux mais densité non optimale. La présence d'insectes saproxylophages a généralement été avérée dans un arbre (au moins) mais parfois sous la forme d'une population en déclin ou ancienne ;
- secteur à potentialités moyennes : quelques arbres favorables existent mais ils semblent trop peu nombreux ou trop isolés pour assurer l'avenir de l'espèce ;
- secteur sans potentialités : les arbres favorables sont inexistants. La nature des essences et/ou l'âge des arbres laissent penser que de tels secteurs ne pourront pas, globalement, être favorables à l'espèce dans les quelques décennies à venir.

Paramètres du relevé

Chaque arbre dans lequel une population d'insectes saproxylophages est présente est décrit :

- Nom de l'observateur
- Essence de l'arbre,
- Indices de présence sur l'arbre (selon les espèces) : traces de sciure, trous d'émergence, cavité : orientation de la cavité, taille et volume de "terreau", hauteur de la cavité, galeries...
- Contacts : espèce de coléoptère concernée : présence avérée ou potentielle,
- Traces de présence : cadavres ou parties d'exosquelettes, restes de coques nymphales, fèces, restes prédatés d'individus adultes : élytres, pattes, thorax, etc.
- Importance apparente du noyau de population
- Photographie
- Localisation précise de l'arbre-gîte (cartographie)

Les secteurs à potentialités d'accueil seront également cartographiés. Les espèces concernées seront identifiées pour chaque secteur.

Précautions

Ne pas trop perturber le terreau des cavités. Il est par ailleurs interdit par la réglementation de vider complètement les cavités.



Fréquence pour un suivi

Lorsque le site présente des populations existantes ou qu'il présente des potentialités d'accueil de ces espèces, ce protocole peut être renouvelé à intervalle régulier tous les 3 à 5 ans afin de les suivre dans le temps et d'évaluer l'impact des mesures de gestion.

Traitement des données et valorisation des résultats

Cette méthodologie permet de dresser une liste d'espèces, de les localiser sur un site et d'évaluer les secteurs potentiels d'accueil des espèces.

Le nombre d'arbres-gîtes/ha sur les sites permet de donner une première indication pour évaluer l'intérêt de chaque site au regard de ces différentes espèces et de la situer par rapport à un contexte départemental.

L'analyse des données relatives à chaque espèce permet d'identifier la niche écologique la plus favorable pour l'espèce à une échelle locale. Des mesures de gestion spécifiques (îlots de vieillissement, taille en ragosse, etc.) peuvent alors être mises en place afin de maintenir un taux élevé d'arbres favorables sur l'ensemble du site et favoriser ainsi le développement des populations d'insectes saproxylophages.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Rigoles du Boulet, Pique-Prune dans la vallée du Canut

Bibliographie

- Brustel H., 2004. *Coléoptères saproxyliques et valeur biologique des forêts françaises*. Collection dossiers forestiers, ONF, 301 p.
- Direction Départementale des Territoires de la Sarthe (coord.), 2015. *Identification des arbres abritant ou susceptibles d'abriter des individus de Pique-prune, Grand Capricorne du chêne ou Lucane Cerf-volant*. 6 p.
- François A. & Pétillon J., 2005. *Prise en compte des invertébrés dans la gestion conservatoire de la Vallée du Canut Occupation du site par une espèce remarquable : le Pique-Prune*. GRETIA pour le Département d'Ille-et-Vilaine, 44 p.
- Gouverneur X. & Guérard P., 2011. *Les longicornes armoricains - Atlas des coléoptères Cerambycidae des départements du Massif armoricain*. Invertébrés armoricains, les Cahiers du GRETIA, 7. 224pp.
- Luzzato T. & Cosson M., 2014. *Inventaire des insectes du bois mort sur le site Natura 2000 "Tourbière et lac de Lourdes"*, Pays de Lourdes et des Vallées des Gaves. Biotope, 20 p.
- Noël F. & Valérie S., 2017. *Inventaire et cartographie des espèces animales saproxyliques remarquables et proposition de gestion sur l'ENS des Rigoles du Boulet, Landéhuan et Tamouarn*. Communes de Feins, Dingé et Lanrigan (35). Ouest am' pour le Département d'Ille-et-Vilaine, 76 p.



Inventaire et suivi des carabes

Fiche protocole **4.11**

En cours de rédaction



Inventaire des coléoptères aquatiques des mares (protocole IcoCAM)

Fiche protocole **4.12**

Objectifs/Résultats

Défini sur la base d'un échantillonnage standardisé et de la constitution d'un référentiel régional, l'IcoCAM (Indicateur composite Coléoptères Aquatiques des Mares) vise à évaluer les potentialités biologiques des mares via l'analyse qualitative des cortèges de coléoptères aquatiques. Ce paramètre est en effet peu exploité pour définir les enjeux de conservation des mares, qui sont généralement orientés sur l'étude des amphibiens, qui rassemblent un faible nombre de taxons.

L'analyse des coléoptères aquatiques permet d'aboutir à une analyse plus fine des potentialités biologiques des mares. Les coléoptères aquatiques réunissent les critères définissant les taxons indicateurs : une taxonomie stable, une biologie suffisamment connue, des populations qui peuvent être suivies, un groupe diversifié d'espèces occupant une large gamme d'habitats et une vaste aire de distribution, une spécialisation de chaque population au sein d'habitats restreints.

L'IcoCAM est un indicateur analysant de multiples facettes de la diversité des coléoptères aquatiques des mares. Il s'appuie sur l'étude qualitative des cortèges de coléoptères aquatiques. Il repose sur trois principes essentiels :

- un échantillonnage standardisé visant à réaliser un inventaire le plus exhaustif possible sans toutefois générer le déploiement de moyens trop lourds et/ou trop coûteux. L'approche standardisée doit permettre ça reprend reproductibilité dans le temps par différentes prospecteurs. Il ne s'agit cependant pas d'une méthode absolue, qui dépend de l'estimation subjective de chaque prospecteur.
- la constitution d'un référentiel à une échelle déterminée.
- le calcul de 4 indices, constitutifs de l'évaluation finale.

Cet indicateur a été développé par le GRETIA avec le soutien de l'UMR Biologie des Organismes et des Ecosystèmes Aquatiques (MNHN).

Époque de l'année

Printemps et automne

Périodicité

2 passages par mare ou pièce d'eau :

- Un passage au printemps (avril-mai)
- Un passage en automne (octobre-novembre)

Horaire

Pas d'exigence spécifique.

Conditions météorologiques

Pas d'exigence spécifique.

Matériel

Le matériel nécessaire inclut les éléments suivants :

- Troubleau (armature carrée en métal, ouverture 25 cm, manche bois 1 m, maille de filet de 800 microns)
- Plusieurs pinces souples
- Bac de tri de couleur claire (au moins 40 cm de diamètre, et présentant des rebords élevés)



- Acétate (dissolvant vernis à ongles sans acétone)
- Passoire
- Des flacons et étiquettes pour les collectes, et mouchoirs en papier imbibés de dissolvant
- Gants (recommandé pour les phases de contact avec l'eau)
- Chronomètre
- Décamètre
- Cuissardes ou waders
- Fiches de terrain

Des éléments de matériel optionnel :

- Bac ou grille de tamisage (utile pour les mares riches en matière organique et les tourbières)
- Calculatrice
- Tabouret

Méthode

Le choix des mares ou pièces d'eau à prospecter est fait par le gestionnaire en fonction des questions qu'il se pose : intérêt général de la mare en termes de biodiversité, gestion à envisager, évaluation de la gestion, etc.

L'indicateur est adapté à des types et des tailles de pièces d'eau très différentes. Il est cependant déconseillé de travailler sur des étangs trop vastes. De même, les mares connectées sur un réseau courant sont déconseillées.

Chaque site prospecté est décrit sur la base d'une trentaine de paramètres (taille, profondeur, contexte, berges, etc.). L'échantillonnage est réalisé majoritairement avec un troubleau suivant une approche chronométrée, relative à la surface de la mare et à la représentativité des mésohabitats présents. Le tri est fait sur place et les coléoptères sont collectés et conservés pour une détermination sous loupe binoculaire. Seuls les adultes sont capturés, les larves de coléoptères aquatiques ne bénéficiant pas de clés de déterminations suffisantes pour être identifiées à l'espèce. En moyenne, le temps de prospection est de 1h à 1h30, intégrant échantillonnage et tri sur place.

Étape 1 : photographier et faire un premier tour général de la mare et évaluer sa taille globale. Pour les mares complexes, il est conseillé de mesurer avec un décamètre et/ ou de compartimenter le comptage par secteur de mare.

Étape 2 : remplir la partie de la fiche de terrain relative à la description de la mare (cf. annexe).

Étape 3 : remplir la partie de la fiche de terrain relative à l'évaluation de l'échantillonnage (cf. annexe). **Il s'agit d'une étape fondamentale et complexe de l'échantillonnage de terrain.**

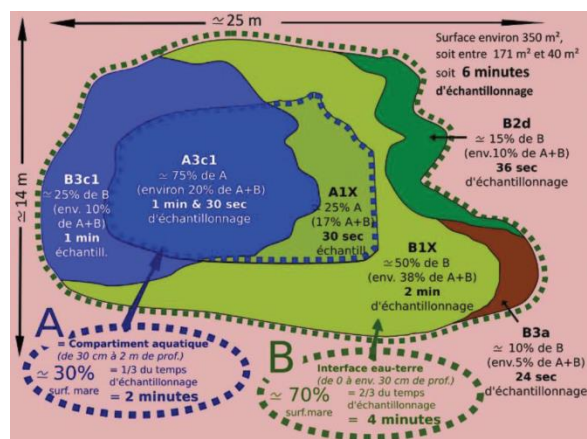
A. Cartographier schématiquement la répartition des principaux mésohabitats présents dans la mare (dessins et/ou estimation à vue). Il ne s'agit pas de rechercher une précision absolue, mais bien d'approcher une estimation réaliste de la représentativité de chaque mésohabitat. La liste des mésohabitats est présentée dans la fiche de terrain (cf. annexe).

B. Définir le temps global de prospection en fonction de la taille de la pièce d'eau ; pour cela, se référer à la grille (cf. annexe).

C. Scinder en deux le temps global de prospection : 1/3 du temps pour le compartiment A (= compartiment aquatique, situé entre 30 cm et 2 m de profondeur) ; 2/3 du temps compartiment B (= interface eau-terre, située à peu près entre 0 et 30 cm de profondeur). Cet élément méthodologique est préconisé car les coléoptères aquatiques sont plus abondants et diversifiés en particulier dans l'interface eau-terre, tandis que le compartiment aquatique est plus faible.

D. Evaluer la représentativité de l'interface aquatique (A) et de l'interface eau-terre (B) en pourcentage.

E. Attribuer le temps d'échantillonnage par mésohabitat, d'une part pour le compartiment aquatique (1/3 du temps) et d'autre part pour l'interface eau-terre (2/3 du temps), en fonction de la représentativité surfacique pour chaque compartiment. C'est une phase complexe, réalisée approximativement et qui peut être facilitée par le recours à une calculatrice



Application du calcul du temps d'échantillonnage à partir d'une mare théorique (Picard L., GRECIA, 2016)

Étape 4 : procéder à l'échantillonnage au troubleau suivant les modalités définies lors de l'étape 3. La technique du troubleau implique une action énergique en forme de 8 en évitant au maximum le contact avec le fond. Il convient d'être très vigilant sur les zones à prospector pour respecter le milieu.

Étape 5 : déposer le matériel collecté dans le plateau et trier progressivement. Les coléoptères sont prélevés à la pince souple et directement mis dans le pot de collecte contenant un bout de mouchoir en papier préalablement imbibé d'acétate. Il n'est pas nécessaire de tout collecter mais il faut garder plusieurs individus par morphotype : de nombreuses espèces se ressemblent (en particulier les plus petites) et il faut multiplier les chances d'avoir des mâles, plus simples à identifier. Un seul pot de collecte par mare est suffisant, sauf si une analyse plus fine par mésohabitat est envisagée (optionnel).

Étape 6 : compléter par 5 minutes de prospection à la passoire en piétinant les abords présentant une faible lame d'eau ou exondés et en inspectant les supports annexes (bouts de bois, sous les pierres, etc.). Le temps consacré ne doit pas dépasser 5 minutes.

Étape 7 : Noter toutes informations complémentaires sur les conditions de prospection et les espèces observées non prélevées (autres invertébrés, amphibiens, etc.).

Suite à la phase terrain, les spécimens sont identifiés à la loupe binoculaire (grossissement 40x à 60x), à l'aide des ouvrages de référence et/ou collection de référence. Il est fréquent d'avoir recours à la dissection pour examiner les pièces génitales.

Paramètres du relevé

Les paramètres du relevé sont détaillés dans les fiches en annexes 1 et 2.

Précautions

Pour le matériel utilisé en contact avec l'eau (troubleau, bottes, etc.), il est recommandé d'appliquer les protocoles de désinfection pour éviter la propagation de certains agents pathogènes (ex : chytridiomycose), ou au minimum de bien faire sécher le matériel entre des mares prospectées sur des sites distants.

Fréquence pour un suivi

Ce protocole est à mettre en œuvre *a minima* 3 saisons consécutives.

Traitement des données et valorisation des résultats

L'IcoCAM est un indicateur composite, constitué de quatre indices spécifiques. L'utilisation de plusieurs indicateurs permet d'analyser de manière complémentaire les différentes facettes de la biodiversité des mares.

Les données d'échantillonnage sont transformées sous forme d'un tableau unique de présence/absence d'espèces par site (approche qualitative). Les calculs des 4 indices, de l'indicateur final, ainsi que leur représentation graphique sont réalisés à partir d'un script élaboré sur le logiciel « R ». L'application via le logiciel R n'est pas développée en détail dans ce document.

- **L'Indice de rareté relative « Irr »**, (Leroy et al., 2012, 2013) intègre une approche multi-échelle de l'occurrence des espèces. Il se situe à 3 niveaux : régional (référentiel des mares étudiées), national

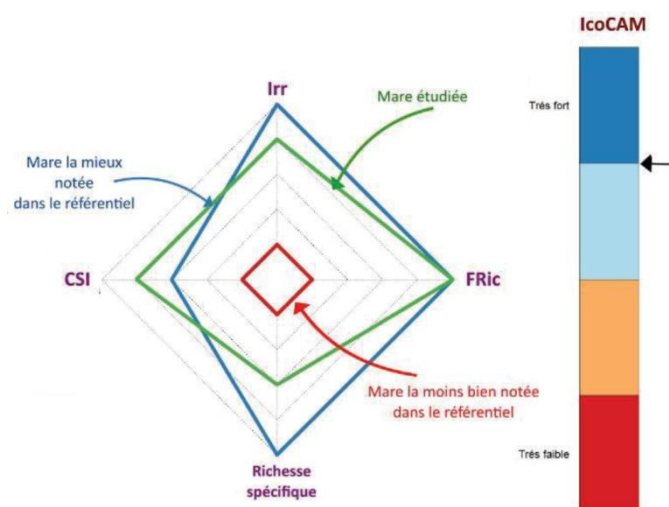


(répartition française en 7 zones biogéographique ; source : Queney, 2011), international (répartition européenne, source : Fauna Europaea). Les espèces sont alors classées en fonction de leur rareté relative aux trois échelles. L'Irr nous renseigne sur la vulnérabilité des espèces à l'extinction, critère de conservation primordial.

- **La richesse spécifique** correspond au nombre global d'espèces sur la mare. Il s'agit d'une mesure basique de biodiversité. Elle doit être associée à d'autres critères afin de ne pas être surcôtée certains sites hébergeant peu d'espèces, mais parfois plus rares et/ou spécialisées.
- **L'Indice de spécialisation des communautés « CSI »** (Juliard et al., 2006), est basé sur l'analyse du référentiel des sites étudiés. La typologie actuelle reste élémentaire (littoral, boisements et landes, prairies, etc.). Le CSI nous renseigne sur la présence d'espèces spécialistes, plus sensibles aux perturbations du milieu.
- **La richesse fonctionnelle « FRic »** (Villéger & al., 2008) est basée sur la prise en compte de 4 traits de vie proposés au niveau générique (Tachet & al, 2010) : type de nourriture, mode d'alimentation, microhabitats préférendum, taille. La richesse fonctionnelle nous renseigne sur la complexité du fonctionnement de la mare via la diversité des traits de vie des genres de coléoptères aquatiques présents. Plus elle est importante, plus le fonctionnement est complexe.

Les 4 indices qui composent l'IcoCAM sont représentés dans l'espace par un graphique radar (répartition en 5 classes). Plus le graphique est déployé sur chaque axe, plus la mare présente un bon potentiel biologique. La mare étudiée est comparée aux mares « extrêmes » du référentiel (plus faible et plus fort potentiel).

Un deuxième graphique en barre présente le classement final par le calcul de l'IcoCAM (agrégation des 4 indices avec un poids plus important attribué à l'Irr, critère primordial de conservation), donnant une évaluation globale de la mare au sein du référentiel.



Exemples de graphiques (Picard L., GRECIA, 2016)

Comment utiliser l'IcoCAM ?

Cet indicateur a été élaboré pour aider les gestionnaires d'espaces naturels à affiner l'évaluation du potentiel biologique des mares de leur territoire en les comparant au sein d'un référentiel global. Il permet de les hiérarchiser entre elles, d'identifier des enjeux de conservation non uniquement associés aux amphibiens. Il peut permettre d'adapter les interventions de gestion envisagées (priorisation des sites d'intervention, suivi de création de mares, etc.). Il peut être répété dans le temps et considéré à l'échelle d'un réseau de mares.

ENS où le protocole a déjà été réalisé

Marais de Gannedel, Domaine de Careil, Parc du Château des Pères, Marais de Vaux, Pointe de la Varde, Ile Besnard.

Bibliographie

PICARD L., 2019. *Evaluation biologique des mares à l'échelle du bassin Loire-Bretagne : Application de l'IcoCAM, Année 3*. Rapport du GRECIA pour l'Agence de l'eau Loire-Bretagne, le Département du Morbihan, le Département de l'Ille-et-Vilaine, le Département du Finistère, le Département de l'Orne, la Ville de Rennes, Brest Métropole, Lannion Trégor Communauté, le CEN Normandie Seine, le CEN Normandie Ouest et l'AMV; 155 pp. + annexes

Élaboration du protocole d'échantillonnage : Robert L., Picard L., Chéreau L., sur la base de la méthodologie IBEM (Indermuehle & al., 2000)

Élaboration de l'IcoCAM : Picard L. (GRECIA) et Leroy B. (UMR biologie des organismes et des écosystèmes aquatiques MNHN)



Annexe : fiche d'échantillonnage terrain



Fiche d'échantillonnage terrain IcoCAM

(Indicateur composite Coléoptères Aquatiques des Mares ; Picard & Leroy, 2015)

Date :/...../.....

Observateur :

Identification mare (nom, numéro, pt GPS etc.) N° dépt : _ ; Commune :

Lieu-dit : ; coord (si disponibles) : X = ; Y = (Système :)

Schéma descriptif de la mare (Photo O : oui ; O : non)

Légende

Taille maxi : L =m I =m T° (si mesure) :C° pH (si mesure) : Salinité (si mesure) :

Forme : ☐ ronde/ovale ☐ triangle ☐ carré / rectangle ☐ patatoïde ☐ complexe (digitée, « U ») ;

Profondeur d'eau aujourd'hui : à sec ☐ ; < 30cm ☐ ; 30 - 60 cm ☐ ; 60 - 100 cm ☐ ; >100 cm ☐

Profondeur d'eau maximale évaluée : < 30cm ☐ ; 30 - 60 cm ☐ ; 60 - 100 cm ☐ ; >100 cm ☐

Ombrage surface par ligneux (soleil au zénith) : 0% ☐ ; < 25% ☐ ; 25 - 50% ☐ ; 50 - 75% ☐ ; 75 - 99% ☐ ; 100% ☐

Boisement / embroussaillage des abords : 0% ☐ ; < 25% ☐ ; 25 - 50% ☐ ; 50 - 75% ☐ ; 75 - 99% ☐ ; 100% ☐

Berges en pente douce (% périmètre) : 0% ☐ ; < 25% ☐ ; 25 - 50% ☐ ; 50 - 75% ☐ ; 75 - 99% ☐ ; 100% ☐

Stade d'évolution de la mare : ☐ 1 : pionnier (récemment curée, par exemple) ; ☐ 2 : végétation enracinée avec eau libre ;

☐ 3 : saturée à 100% de végétation herbacée enracinée ; ☐ 4 : partiellement dissimulée sous ronces / ligneux ;

☐ 5 : entièrement sous les ronces / ligneux

Bourrelet de curage en haut de berge : ☐ non ; ☐ oui =% du périmètre

Eau : ☐ trouble ; ☐ limpide Fond : ☐ meuble ; ☐ vaseux et/ou non portant ; ☐ mixte ;

Régime hydrologique : ☐ je présume ou ☐ je suis certainque : la mare est ☐ permanente ou ☐ temporaire

Mare sur une source ou insérée sur écoulement : ☐ oui ☐ non

Liaison avec le réseau hydrographique : ☐ écoulement actif en sortie ; ☐ écoulement à sec en sortie ; ☐ pas d'écoulement en sortie

Topographie : ☐ plateau ; ☐ plaine ; ☐ versant ; ☐ fond de vallée ; ☐ littoral ; ☐ autre :

Contexte (plusieurs choix possibles en fonction de l'échelle et de la complexité du site) :

☐ falaises et rochers littoraux ; ☐ arrière-littoral (dunaire) ; ☐ tourbière et prairie tourbeuse ; ☐ lande humide ou tourbeuse ;

☐ lande sèche ou mésophile ; ☐ pelouses sèches et ourlets ; ☐ haies ; ☐ prairie mésophile ; ☐ prairie humide ; ☐ boisement feuillus ;

☐ saulaie marécageuse ; ☐ gouille temporaire ☐ ; boisement résineux ; ☐ ripisylve et annexe fluviale ; ☐ vergers ; ☐ cultures ;

☐ complexes de marais ; ☐ carrières ; ☐ milieux urbanisés ; ☐ bassins artificiels (annexe routière, etc.) ; ☐ ornières ; ☐ fossés ;

☐ autres (précision) :



Matérialisation d'interdiction d'accès à la parcelle (panneau, grillage ...) : ☐ oui ☐ non

Distance de la voie publique la plus proche (approximation) : mètres

Usage principal de la mare (plusieurs choix possibles) : ☐ abreuvement direct ; ☐ abreuvement indirect ; ☐ collecte ruissellement ; ☐ incendie ; ☐ pêche ; ☐ chasse ; ☐ ornemental ; ☐ biodiversité/patrimoine ; ☐ abandonné ; ☐ pédagogique ; ☐ ne sais pas

Contexte foncier : ☐ public ; ☐ privé ; ☐ ne sais pas

Surpiétinement des abords : ☐ intense et total ☐ localisé ☐ faible à nul

Conditions d'accès à la pièce d'eau pour l'échantillonnage : ☐ facile ; ☐ moyenne ; ☐ difficile ; ☐ quasi-impossible (préciser) :

Information sur la gestion et historique de la pièce d'eau :
.....
.....

Indésirables : ☐ aucun ; ☐ branchages / tonte ; ☐ déchets ; ☐ remblais ; ☐ autres
.....

Espèces invasives : ☐ ne sais pas ; ☐ non ; ☐ oui (préciser) :

Poisson : ☐ ne sais pas ; ☐ non ; ☐ oui (préciser) :

Amphibiens : ☐ ne sais pas ; ☐ non ; ☐ oui (préciser) :

Coléoptères aquatiques non collectés (grandes espèces déterminables sur le terrain) :

Invertébrés (autres que coléoptères aquatiques) :
.....

Espèces végétales remarquables :
.....

Densité relative en invertébrés (estimation subjective après échantillonnage) :

☐ très faible ; ☐ faible ; ☐ moyenne ; ☐ élevée ; ☐ très élevée

Calcul du temps d'échantillonnage (à faire à l'aide du tableau ci-contre)

1. Remplissez le tableau :

Taille de la mare (en date de la prospection) =

TEG (Temps d'échantillonnage global ; cf grille), en minute =

RSA (Représentativité du compartiment A en % surface de la pièce d'eau) =

TEA (Temps échantillonnage A), en minute et seconde = $1/3 \text{ TEG} = \pm$

RSB (Représentativité du compartiment B en % surface de la pièce d'eau) =

TEB (Temps échantillonnage B), en minute et seconde = $2/3 \text{ TEG} = \pm$

Ex : la pièce d'eau à étudier fait 1650 m² de surface. Le compartiment A occupe 20% de la mare et le B occupe donc 80%.
La grille propose un échantillonnage de 10 minutes, donc TEG = 10. Le temps d'échantillonnage pour A sera du tiers, soit environ 3 minutes et 30 secondes ; et pour B, 6 minutes et 30 secondes.

2. Reporter ensuite ces valeurs dans le tableau :

Col 1 correspond au pourcentage réel de chaque mésohabitat dans la pièce d'eau (compartiments A et B compris)

Ex : le compartiment A représente 20% de la surface de la mare (RSA), au sein duquel A1a2 représente 5% et A3c1 représente 15% ; le compartiment B (RSB) représente 80% de la pièce d'eau avec 70% de B2d et 10% de B3b

Col2 correspond au pourcentage de chaque mésohabitat reporté à une valeur de 100 de chaque compartiment respectif dans la pièce d'eau (compartiments A et B compris)

Ex : le compartiment A est reporté à 100%, donc A1a2 représente 25% et A3c1 représente 75% ; le compartiment B est également reporté à 100% donc B2d représente environ 88% et B3b 12%

Col3 correspond au report du temps d'échantillonnage pour chaque mésohabitat en rapport avec Col2 (minute et seconde)

Ex : ainsi pour A, il faudra effectuer 25% du temps attribué pour A1a2, soit 25% de 3 minutes 30 secondes, soit 52 secondes environ et pour A3c1, 75% du temps attribué soit environ 2 minutes et 38 secondes. Idem pour B.



		Col1 %	Col2 %	Col3 Tps (min/sec)
A	A. Mésohabitats du compartiment aquatique (2 m à 30 cm de profondeur)	RSA	100	TEA
A1	1. Hydrophytes			
A1a	a. Submergés			
A1a1	feuilles laciniées (ex : <i>Myriophyllum</i> sp., <i>Utricularia</i> sp., <i>Ceratophyllum</i> sp., <i>Ranunculus</i> sp.)			
A1a2	feuilles filiformes (ex : <i>Potamogeton pusillus</i> , <i>P. pectinatus</i> , <i>Zannichellia palustris</i>)			
A1a3	larges feuilles entières (ex : <i>Potamogeton crispus</i> , <i>P. lucens</i> , <i>P. perfoliatus</i>)			
A1a4	petites feuilles entières (ex : <i>Elodea</i> sp.)			
A1a5	<i>Characeae</i>			
A1b	b. Feuilles flottantes			
A1b1	larges feuilles (ex : nénuphars, <i>Trapa natans</i> , <i>Hydrocharis</i> sp., <i>Potamogeton natans</i> , <i>Polygonum</i> sp.)			
A1b2	petites feuilles (ex : <i>Lemnaceae</i>)			
A1b3	c. Mousses et sphaignes			
A1b4	d. Algues			
A1b5	e. Autres hydrophytes (ex : <i>Menyanthes trifoliata</i>)			
A1X	x. Végétation hydrophyte fortement imbriquée ou indéterminée			
A2	2. Hélophytes			
A2a	a. Roselières (ex : <i>Phragmites australis</i> , <i>Typha</i> sp.)			
A2b	b. Grands Scirpes (ex : <i>Scirpus lacustris</i>)			
A2c	c. Cariçales (ex : <i>Carex elata</i>)			
A2d	d. Petits hélophytes (ex : <i>Alisma</i> sp., <i>Equisetum</i> sp., <i>Eleocharis</i> sp., petits <i>Scirpus</i> sp., <i>Juncus</i> sp.)			
A2e	e. Autres hélophytes (ex : <i>Glyceria</i> sp.)			
A2X	x. Végétation hélophyte fortement imbriquée ou indéterminée			
A3	3. Autres habitats			
A3a	a. Accumulation de particules de matière organique de grande taille (ex : feuilles mortes, débris végétaux...)			
A3b	b. Fond sur sédiments organiques fins (ex : vases et terres dénudées)			
A3c	c. Fond sur substrat minéral			
A3c1	meuble (ex : sables, graviers)			
A3c2	solide (ex : cailloux, blocs...)			
A3c3	artificiel (ex : dalle béton, etc.)			
A3d	d. Racines de ligneux			
A3e	e. Autres			
B	B. Mésohabitats de l'interface eau-terre (de 30 cm de profondeur à la rive)	RSB	100	TEB
B1	1. Hydrophytes			
B1a	a. Submergés (tous types)			
B1b	b. Feuilles flottantes (tous types)			
B1c	c. Mousses et sphaignes			
B1d	d. Algues			
B1X	x. Végétation hydrophyte fortement imbriquée ou indéterminée			
B2	2. Hélophytes			
B2a	a. Roselières (ex : <i>Phragmites australis</i> , <i>Typha</i> sp.)			
B2b	b. Grands Scirpes (ex : <i>Scirpus lacustris</i>)			
B2c	c. Cariçales (ex : <i>Carex elata</i>)			
B2d	d. Petits hélophytes (ex : <i>Alisma</i> sp., <i>Equisetum</i> sp., <i>Eleocharis</i> sp., petits <i>Scirpus</i> sp., <i>Juncus</i> sp.)			
B2e	e. Autres hélophytes (ex : <i>Glyceria</i> sp.)			
B2X	x. Végétation hélophyte fortement imbriquée ou indéterminée			
B3	3. Autres habitats			
B3a	a. Accumulation de particules de matière organique de grande taille (ex : feuilles mortes, débris végétaux...)			
B3b	b. Fond et/ou rive, sur sédiments organiques fins (ex : vases et terres dénudées)			
B3c	c. Fond et/ou rive, sur substrat minéral			
B3c1	meuble (ex : sables, graviers)			
B3c2	solide (ex : cailloux, blocs...)			
B3c3	artificiel (ex : dalle béton, mur maçonné, etc.)			
B3d	d. Racines de ligneux			
B3e	e. Autres			



Rappel sur la méthodologie d'échantillonnage

Etape 1 : faire un premier tour général de la mare pour évaluer la taille de la pièce d'eau. Le recours à un décimètre peut être nécessaires pour évaluer la taille des mares complexes ou via une approche compartimentée de chaque secteur de la mare.

Etape 2 : remplir la fiche descriptive de la mare

Etape 3 : remplir la fiche d'évaluation de l'échantillonnage.

A. Cartographier schématiquement la répartition des principaux mésohabitats présents dans la mare (dessins et/ou estimation à vue). Il ne s'agit pas de rechercher une précision absolue, mais bien d'approcher une estimation réaliste de la représentativité de chaque mésohabitat. B. Définir le temps global de prospection en fonction de la taille de la pièce d'eau ; pour cela, se référer à la grille.

C. Scinder en deux le temps global de prospection : 1/3 du temps pour le compartiment A (= compartiment aquatique, situé entre 30 cm. et 2 m. de profondeur) ; 2/3 du temps compartiment B (= interface eau-terre, située à peu près entre 0 et 30 cm. de profondeur). Cet élément méthodologique est préconisé car les coléoptères aquatiques sont plus abondants et diversifiés en particulier dans l'interface eau-terre, tandis que le compartiment aquatique est plus faible.

D. Evaluer la représentativité de l'interface aquatique (A) et de l'interface eau-terre (B) en %.

E. Attribuer le temps d'échantillonnage par mésohabitats, d'une part pour le compartiment aquatique (1/3 du temps) et d'autre part pour l'interface eau-terre (2/3 du temps), en fonction de leur représentativité surfacique pour chaque compartiment. C'est une phase complexe, réalisée approximativement et qui peut être facilitée par le recours à une calculatrice.

Etape 4 : procéder à l'échantillonnage au troubleau suivant les modalités définies lors de l'étape 3.

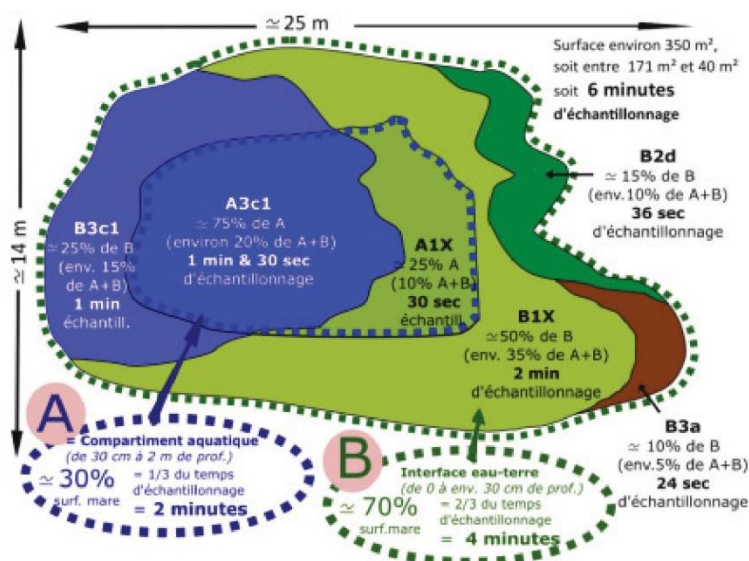
Etape 5 : déposer le matériel collecté au troubleau dans le plateau et trier progressivement. Les coléoptères sont prélevés à la pince souple et directement mis dans le pot de collecte contenant un bout de mouchoir en papier préalablement imbibé d'acétate. Il n'est pas nécessaire de tout collecter mais il faut garder plusieurs individus par morphotype. Un seul pot de collecte par mare est suffisant.

Etape 6 : compléter avec 5 minutes de prospection à la passoire autour de la mare, en piétinant les abords présentant une faible lame d'eau ou exondé et en inspectant les supports complémentaires (bouts de bois, sous les pierres, etc.).

Etape 7 : noter toutes informations complémentaires sur les conditions de prospection et les espèces observées non prélevées (autres invertébrés,

Surface pièce d'eau	Temps de prélèvements
< 50 m ²	Pas de chronométrage, Prospection exhaustive
50 m ² - 170 m ²	5 minutes
171 m ² - 400 m ²	6 minutes
401 m ² - 700 m ²	7 minutes
701 m ² - 1100 m ²	8 minutes
1101 m ² - 1600 m ²	9 minutes
1601 m ² - 2200 m ²	10 minutes
2201 m ² - 2900 m ²	11 minutes
2901 m ² - 3900 m ²	12 minutes
3901 m ² - 5000 m ²	13 minutes
5001 m ² - 6400 m ²	14 minutes
6401 m ² - 8000 m ²	15 minutes
8001 m ² - 10000 m ²	16 minutes
10001 m ² - 12000 m ²	17 minutes
12001 m ² - 14000 m ²	18 minutes
14001 m ² - 18000 m ²	19 minutes
18001 m ² - 21000 m ²	20 minutes
21001 m ² - 25000 m ²	21 minutes
25001 m ² - 30000 m ²	22 minutes
30001 m ² - 36000 m ²	23 minutes
36001 m ² - 42000 m ²	24 minutes
42001 m ² - 50000 m ²	25 minutes
50001 m ² - 58000 m ²	26 minutes
58001 m ² - 60000 m ²	27 minutes

Grille d'attribution du temps d'échantillonnage



Exemple d'application de l'échantillonnage sur une mare théorique

Cette fiche a été réalisée par Lionel Picard, GRETA (2016) ; elle est inspirée de la fiche d'inventaire de terrain du PRAM Basse-Normandie, réalisée par Loïc Chéreau (CEN Basse-Normandie).



Inventaire des araignées

Fiche protocole **4.13**

En cours de rédaction



Inventaire des gastéropodes aquatiques

Fiche protocole **4.14**

En cours de rédaction

