ROSELIERE
Suivi de la biodiversité

Guide d'application du programme ROSELIERE

Suivi scientifique standardisé de la biodiversité

Partie 1 : Recueil de protocoles
Version 6 – juin 2019

Référence à citer :
PARISOT-LAPRUN M., 2019. Guide d'application du programme ROSELIERE : suivi scientifique standardisé de la biodiversité. Partie 1 : Recueil de protocoles. Version 6. Association ROSELIERE.

SOMMAIRE

Le programme ROSELIERE

Mise en place du programme

Mise en œuvre des protocoles

Aide à la décision concernant le choix des protocoles

Définition du plan d'échantillonnage

Rendu des données

Fiches protocoles

Oiseaux nicheurs diurnes

Oiseaux nicheurs nocturnes et crépusculaires

Oiseaux d'eau hivernants

Amphibiens

Reptiles

Chiroptères

Orthoptères

Protocole nocturne

Rhopalocères et Odonates adultes

Carabes et Araignées

Insectes pollinisateurs

Végétaux terrestres

Invertébrés aquatiques

Végétaux aquatiques

Documents rédigés sur le programme

Liste des scientifiques/experts consultés

ANNEXES

LE PROGRAMME ROSELIERE

Le programme ROSELIERE est un **outil de suivi scientifique standardisé** qui permet, à travers l'application de protocoles reproductibles dans le temps et l'espace, de suivre l'évolution de la biodiversité d'un site à l'aide d'indicateurs. élaboré à l'origine pour les industries extractives, le programme ROSELIERE est adapté à tout autre type de sites, du plus naturel (ex. : réserve naturelle) au plus anthropisé (ex. : sites industriels, zones d'activité, emprises d'infrastructures…). Initié en 2006, il est actuellement porté et coordonné par l'association ROSELIERE dans une **démarche partenariale** intégrant notamment des représentants d'entreprises et d'associations naturalistes. Son développement scientifique et technique est encadré par le conseil scientifique de l'association, composé notamment du MNHN.

L'objectif du programme est d'**évaluer statistiquement** l'effet des activités humaines, de l'environnement et de la gestion des milieux sur la biodiversité. Sans viser l'exhaustivité, les protocoles proposés reposent sur le principe de l'échantillonnage et permettent d'obtenir une vision générale et représentative des espèces présentes sur les sites. L'analyse des résultats des suivis permet de définir scientifiquement des éléments d'orientation pour les parties prenantes, en termes par exemple d'aménagement ou de gestion.

Trois objectifs forts sont les lignes maîtresses de ce programme :

- **Suivre** l'évolution de la biodiversité dans le temps et l'espace ;
- **Comparer** les résultats par rapport à un état initial ou à ceux d'autres territoires ;
- **Évaluer** la qualité des mesures mises en œuvre, choisir et adapter les pratiques en fonction des enjeux et problématiques.

Les protocoles du programme ont été tirés pour la plupart d'études scientifiques ou de protocoles nationaux, puis adaptés à la problématique. Ils ont été éprouvés depuis plus de dix ans sur une cinquantaine de sites. De nouveaux protocoles peuvent être ajoutés selon les besoins et sont dans ce cas testés au préalable sur quelques sites, puis validés par le conseil scientifique.

Le choix des groupes taxonomiques suivis et des protocoles correspondants a reposé sur quatre critères déterminants :

- la **standardisation**, la **reproductibilité** des méthodes et leur **représentativité** statistique afin d'obtenir des résultats fiables, comparables dans le temps et l'espace, en limitant les biais lors de leur mise en place ;
- le caractère « **indicateur** » de la qualité ou de l'évolution des milieux des groupes suivis et, autant que possible, la facilité de détermination ou de récolte par des non spécialistes ;
- la **simplicité** et le **faible coût** des méthodes pour que l'outil ne devienne pas une contrainte trop lourde pour ceux qui l'appliquent ;
- la **compatibilité**, dans la mesure du possible, avec des protocoles de programmes nationaux ou internationaux (Vigie Nature, Wetlands Internationnal) offrant des opportunités plus larges de valorisation des données et des comparaisons éventuelles à celles d'un vaste panel de sites.

Ce guide d'application présente les versions actuelles des différents protocoles et donne une description détaillée des conditions nécessaires à leur application. Une première partie concernant les modalités de **mise en œuvre des protocoles**, le **placement des points** et le **rendu des données** permet de donner les bases d'une bonne application des techniques. Une seconde partie détaille les **informations physico-écologiques** à récolter sur le site et ses alentours qui permettent par la suite d'interpréter les résultats.

Les **annexes** proposent des documents techniques utiles à la bonne mise en œuvre du programme. Tout renseignement complémentaire sur les protocoles ou les données pourra être demandé en contactant le coordinateur du programme (***roseliere@programme-roseliere.fr***).

Mise en œuvre des protocoles

Il est nécessaire de préciser que, dans un souci de standardisation des protocoles et de leur application sur les différents sites, il est indispensable qu'ils soient appliqués comme présentés dans ce document, sans aucune modification. Bien que des propositions d'amélioration soient entièrement acceptées, la décision d'une modification devra être collective et prise pour l'ensemble du programme au niveau national.

En ce qui concerne les compétences nécessaires à l'application des suivis, il est important de rappeler que certaines méthodes pour lesquelles l'identification est nécessairement immédiate (oiseaux, rhopalocères, amphibiens...) ne sont fiables qu'à condition que l'observateur soit assez compétent pour déterminer les individus de façon relativement certaine (environ dans 95% des cas) et rapidement. Il est donc préférable de ne pas s'aventurer dans un suivi si l'on ne se sent pas capable de bien différencier les espèces. Dans d'autres cas (invertébrés aquatiques, chiroptères, carabes et araignées...), les compétences nécessaires à l'application brute du protocole sont moindres car les identifications pourront se faire a posteriori par des spécialistes après récolte, ou par des naturalistes motivés avec l'appui d'ouvrages spécialisés.

Il est également rappelé qu'une autorisation de capture est nécessaire pour la manipulation d'espèces protégées.

Aide à la décision pour le choix des groupes à suivre

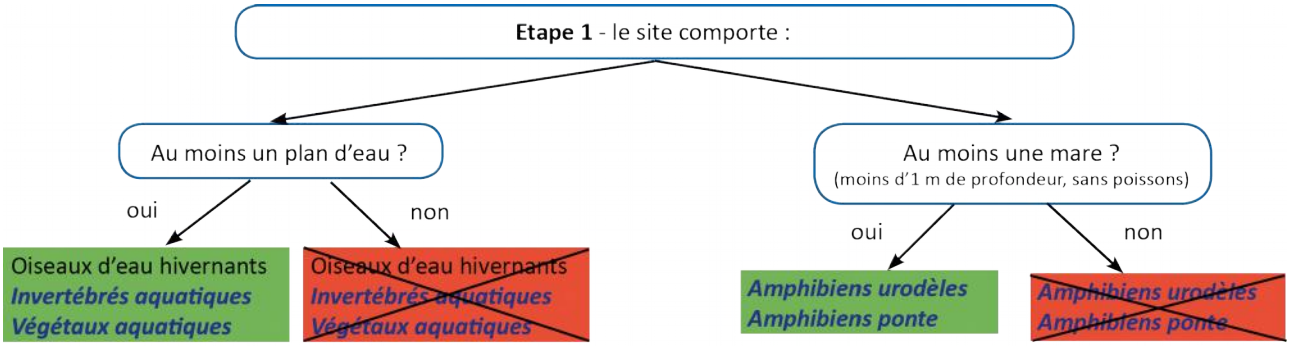
Concernant le choix des groupes taxonomiques à suivre, l'idéal serait évidemment de pouvoir appliquer tous les protocoles afin d'obtenir une vision aussi complète que possible de la biodiversité présente. Cependant, les moyens financiers, les compétences, ou tout simplement les caractéristiques des sites ne permettent pas toujours d'atteindre cet objectif. Les protocoles étant entièrement indépendants les uns des autres, il est donc possible d'en appliquer qu'une partie. Toutefois, la sélection des protocoles n'est pas chose facile car elle nécessite la recherche d'un bon compromis entre caractères indicateur et emblématique des taxons et coût de mise en place du protocole. De plus, un des intérêts majeurs du programme est son approche multitaxons qui permet d'obtenir une vision assez large des communautés et écosystèmes présents : chaque taxon a son intérêt propre et les degrés individuels de réponse aux perturbations varient selon le contexte. C'est donc l'étude combinée de plusieurs taxons qui est essentiellement informative. Par conséquent, tout en conservant l'intégralité des protocoles constituant le programme, il est proposé de faciliter la sélection des taxons à suivre grâce à un logigramme décisionnel présenté page suivante.

La première étape consiste à éliminer les **protocoles non applicables** selon le contexte du site (présence ou non d'au moins un plan d'eau ou une mare).

Ensuite, les protocoles indiqués en ***gras italique violet*** sont **prioritaires** car ce sont les plus informatifs, ceux dont l'autochtonie sur le site est garantie par le protocole (contact dont la localisation ne peut pas porter à confusion, déplacement limité ou observation effective d'une phase du cycle de vie). Les données récoltées garantissent la présence des espèces sur le site et ces protocoles devront donc être choisis en priorité par rapport aux autres.

Enfin, à l'étape 3, les protocoles dans des cases **bleues** sont **compatibles avec le programme Vigie Nature du MNHN**. Les données récoltées peuvent donc être potentiellement comparées à celles de milieux extérieurs. Cette comparaison pourrait se faire à l'échelle du réseau national mais est également réalisable à une échelle plus locale si la structure naturaliste appliquant les protocoles ROSELIERE est également impliquée dans le programme Vigie Nature par ailleurs. Les données récoltées pourront en outre alimenter les bases du MNHN et être valorisées à une échelle plus large dans les analyses de suivi des populations. Ce critère peut donc ici faire pencher la balance en faveur de ces protocoles.

Un dernier critère de sélection des protocoles se basera le cas échéant sur les **enjeux écologiques identifiés au sein du site** (présence d'un groupe d'espèces patrimoniales, enjeux identifiés lors de l'étude d'impact, mesures compensatoires...). Ces derniers pourront permettre d'axer les suivis sur un taxon plus qu'un autre.
Toutefois, quelques limites sont à garder à l'esprit sur ce point :
- les protocoles ne sont pas toujours adaptés au suivi de populations d'une espèce donnée en raison du plan d'échantillonnage fixé et de la non exhaustivité des résultats, attention donc à ne pas donner des objectifs parallèles trop ambitieux au suivi ;
- un enjeu identifié sur une espèce patrimoniale n'exclut pas d'autres enjeux basés sur des espèces plus communes ou sur la fonctionnalité d'un écosystème, attention à ne pas écarter un groupe uniquement sur le critère de la patrimonialité ;
- la définition du plan d'échantillonnage doit toujours être réalisée selon les préconisations du recueil de façon à ne pas biaiser les résultats en cherchant par exemple à cibler des stations connues d'espèces patrimoniales.



Etape 2 - privilégier les taxons en ***gras italique violet*** (autochtonie assurée)

Etape 3 - favoriser les **taxons compatibles Vigie Nature**

Oiseaux nicheurs diurnes	Chiroptères	***Orthoptères***	***Rhopalocères***	***Végétaux terrestres***

Oiseaux nicheurs nocturnes	Amphibiens écoute	Odonates imagos	***Reptiles***	***Carabes et Araignées***

Définition du plan d'échantillonnage

Une fois les protocoles sélectionnés, le plan d'échantillonnage doit être établi.

Avant toute chose, il est indispensable de bien connaître le site : ses limites, sa surface, ses caractéristiques écologiques... Ensuite, il faudra placer les points et transects qui seront utilisés dans les protocoles. L'utilisation d'un GPS pour la géolocalisation des unités d'échantillonnage facilitera largement le repérage futur de ces dernières. Il est donc fortement conseillé d'y avoir recours.

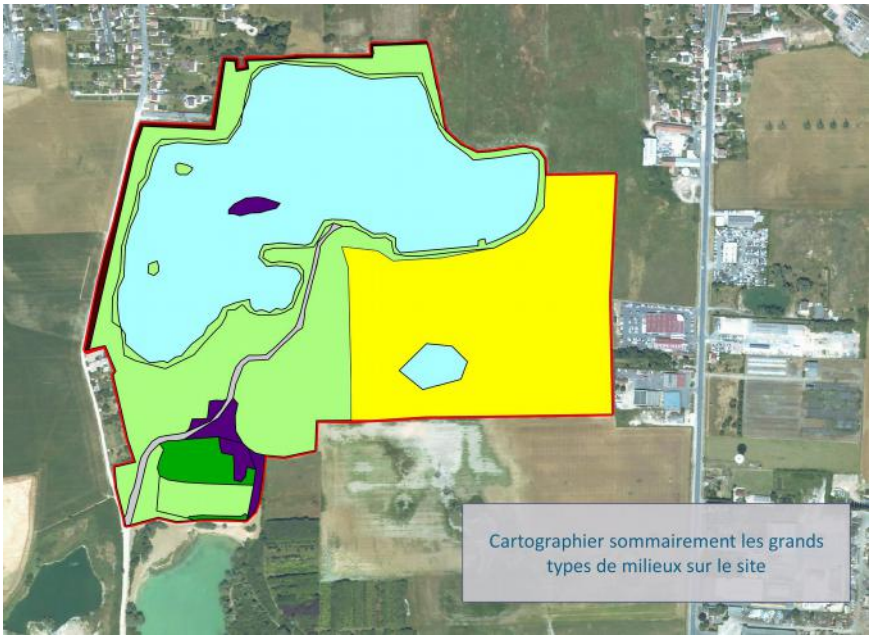
Il est rappelé que l'**exhaustivité n'est pas visée** et que l'objectif est d'obtenir une **vision globale de la biodiversité du site.** Le placement des unités d'échantillonnage se fait donc de façon à couvrir les principaux milieux du site, sans chercher à cibler la totalité des habitats ou un habitat particulier, ce qui nécessiterait une pression d'échantillonnage lourde et coûteuse. Un échantillonnage de la diversité de milieux est réalisé de façon aussi représentative que possible afin d'espérer contacter la diversité d'espèces associées.

1. Bien appréhender le site et caractériser les milieux

Tout d'abord, il convient de définir clairement les limites du site étudié.

Ensuite, une **cartographie des grands milieux** présents sur le site, aussi simpliste soit-elle, est nécessaire pour le placement des unités d'échantillonnage. Elle permet de bien visualiser la répartition des types de milieux afin d'assurer une bonne représentativité lors du placement des points et transects. Elle pourra être réalisée manuellement sur un plan papier du site ou à travers l'utilisation d'un Système d'Information Géographique (SIG). Les préconisations concernant la description des milieux présents sur le site (cf. partie 2 du Guide d'application) devront être respectées pour réaliser ce travail. La cartographie réalisée sera transmise au coordinateur du programme et servira de plan de situation initial.

Exemple de cartographie sommaire des grands types de milieux



2. Placer les points

Dans un souci de simplification et afin de limiter les déplacements et de faciliter la relocalisation des points, ceux-ci seront au maximum regroupés et un même point servira pour différents suivis. **Les positions et dénominations des points et transects seront conservées d'une année sur l'autre pendant toute la durée du suivi.**

Trois types de points seront placés sur les sites :

Les points **Ecoute** : ces points seront disposés à raison de **1 par 10 hectares** sur le site, avec un maximum de 5 points, en les écartant d'au moins 200 m. Ils seront positionnés dans des milieux homogènes, en essayant d'obtenir une bonne représentativité de l'ensemble des milieux du site (les répartir au mieux selon les milieux répertoriés précédemment). Ils concerneront les protocoles oiseaux nicheurs diurnes et nocturnes, amphibiens (écoute nocturne), chiroptères et orthoptères.

Les 5 points **Terre** : on utilisera les points **Ecoute** puis, le cas échéant, on ajoutera autant de points que nécessaire pour en obtenir 5 au total. Pour les points ajoutés, il faudra respecter une distance minimale de 25 m entre chaque point. Il est ici important que les points soient, autant que possible, protégés du public, car ils seront utilisés pour la pose des pièges des protocoles pollinisateurs, carabes et araignées et des plaques du protocole reptiles. Ils constitueront également l'emplacement des placettes pour les végétaux terrestres, ainsi que le point de départ des transects rhopalocères, odonates et orthoptères.

Les 5 points **Berge** : ces points seront placés de façon à prospecter un cinquième du périmètre du plan d'eau (standardisation de la méthode indépendamment de la surface et de la sinuosité des plans d'eau), le point 1 étant placé sur la berge la plus au Nord puis les autres équidistants (d'un vingtième du linéaire) en partant vers l'Ouest. **Pour les sites comportant plusieurs plans d'eau ou une ou plusieurs mares, voir l'*encart page suivante*.** Ces points permettront de placer les pièges à invertébrés aquatiques et les relevés de phanérogames aquatiques. Pour les sites comportant une mare ou plus, les points **Berge_mare** seront le point de départ des transects pour la prospection des pontes d'amphibiens et le lieu de pose des pièges à urodèles.

Pour le tracé des transects, se référer aux protocoles concernés (amphibiens, rhopalocères, odonates, orthoptères).

Il est très important de toujours placer les points **Terre** et **Ecoute** et les transects dans des zones qui resteront accessibles avec le temps et indépendamment de l'évolution du site. Il faudra donc éviter les zones « provisoires » (merlon provisoire, stockage de terre végétale…) ou celles qui deviendront définitivement inaccessibles en raison d'aménagements (mise en eau, pose d'équipement...) : la disparition d'un point ou transect n'est pas envisageable mais l'interruption temporaire de son suivi est acceptable. De même pour les points **Berge** : si la surface en eau n'est pas définitive au moment de la définition du plan d'échantillonnage, il faudra prévoir leur emplacement en fonction de l'évolution future du site (ne pas les placer sur des berges qui vont être creusées par la suite). Ainsi, il sera utile de consulter les divers plans liés aux éventuelles activités humaines existant sur le site (plans d'aménagements, de phasage…).

N.B. : un tutoriel pour le placement des unités d'échantillonnage est présent sur le site internet du programme.

Synthèse du nombre de points et transects en fonction des caractéristiques du site :

Surface du site	Points Terre	Transects Terre	Points Ecoute
> 50 ha	5	5	5 *(= Points Terre)*
40 ha	5	5	4 *parmi les Points Terre*
30 ha	5	5	3 *parmi les Points Terre*
20 ha	5	5	2 *parmi les Points Terre*
10 ha	5	5	1 *parmi les Points Terre*

Points Berge	Points Berge_mare	Transects Berge_mare
5 *si présence d'un ou plusieurs plans d'eau*	5 *si présence d'1 ou plusieurs mares sans poissons*	5 *si présence d'1 ou plusieurs mares sans poissons*
5 *si présence d'un ou plusieurs plans d'eau*	5 *si présence d'1 ou plusieurs mares sans poissons*	5 *si présence d'1 ou plusieurs mares sans poissons*
5 *si présence d'un ou plusieurs plans d'eau*	5 *si présence d'1 ou plusieurs mares sans poissons*	5 *si présence d'1 ou plusieurs mares sans poissons*
5 *si présence d'un ou plusieurs plans d'eau*	5 *si présence d'1 ou plusieurs mares sans poissons*	5 *si présence d'1 ou plusieurs mares sans poissons*
5 *si présence d'un ou plusieurs plans d'eau*	5 *si présence d'1 ou plusieurs mares sans poissons*	5 *si présence d'1 ou plusieurs mares sans poissons*

CAS PARTICULIERS

Lorsque le site présente plusieurs plans d'eau :
on répartira un point **Berge** par plan d'eau, le premier étant sur la berge la plus au Nord puis les suivants sur les plans d'eau de proche en proche. Les points restants (s'il y a moins de 5 plans d'eau) seront répartis proportionnellement au linéaire de berges : le premier point restant sera positionné sur le plan d'eau au plus grand linéaire, le deuxième sera sur le plan d'eau au second linéaire le plus grand etc... Comme pour les sites à plan d'eau unique, le linéaire de berges sera divisé par 20 pour obtenir la distance à placer entre les points lorsque plusieurs points sont sur un même plan d'eau. Ex : on a trois plans d'eau, un de 1400 m de linéaire, un de 400, un de 200. On répartit les 3 premiers points sur chaque plan d'eau, le quatrième est sur le plan d'eau de 1400 m (avec 70 m d'écart = 1400/20 avec le premier point) et le cinquième est sur le plan d'eau de 400 m (avec 20 m d'écart = 400/20 avec le premier point).

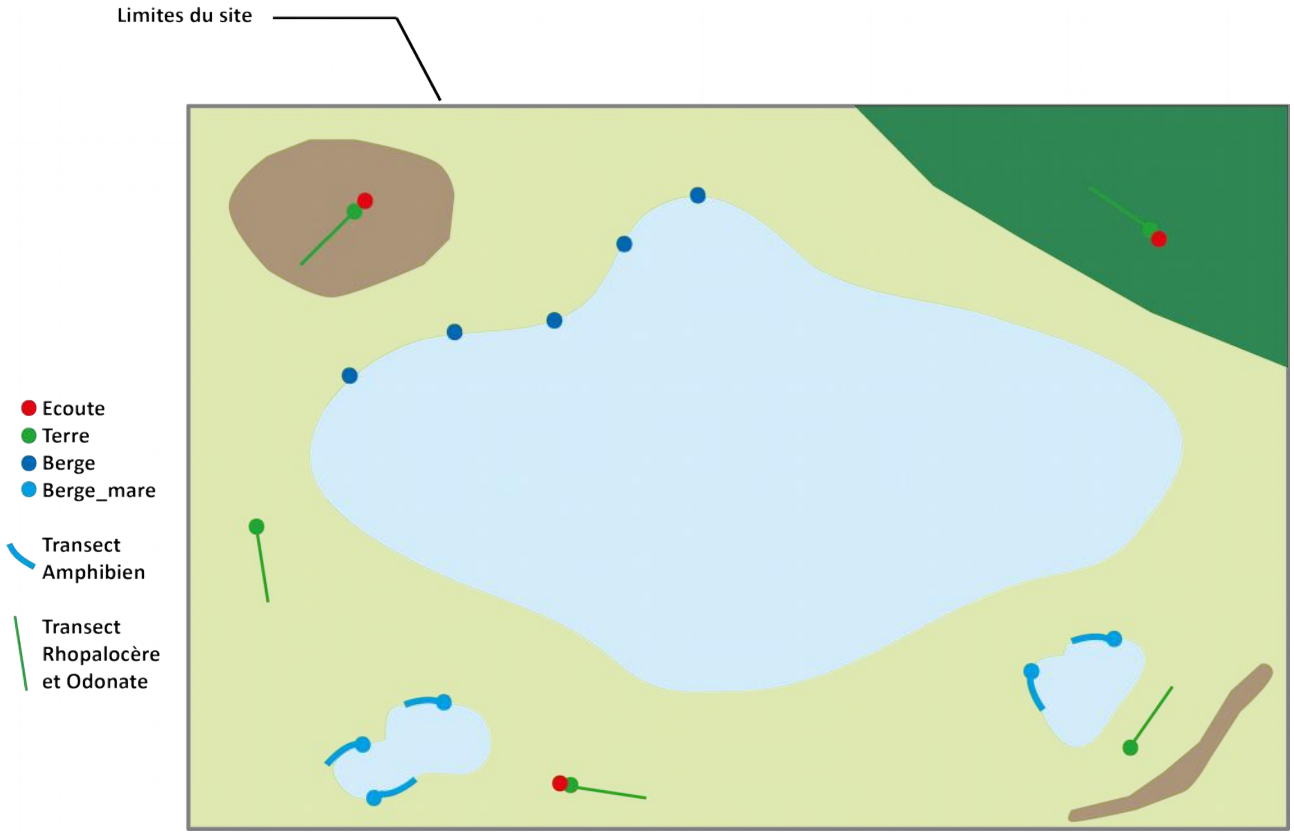
Lorsque le site comporte une ou plusieurs mares peu profondes et où l'absence de poissons est avérée :
on ajoutera des points **Berge_mare** spécifiques en complément des éventuels points **Berge** classiques. On en placera un maximum de 5, en plaçant le premier sur la berge la plus au Nord, puis en partant vers l'Ouest en écartant chaque point d'au minimum 10 m et, le cas échéant, en les répartissant parmi les différentes mares sur le même principe que dans le paragraphe précédent.

Lorsque le site est en activité extractive ou en cours d'aménagement :
il sera envisageable de ne poser qu'un certain nombre de points **Berge** dans un premier temps (tout en prévoyant l'évolution du site en termes de périmètre du plan d'eau pour calculer la distance entre les points) puis de placer les autres au fur et à mesure des modifications.

Par ailleurs, le fait de placer le premier point **Berge** le plus au Nord possible pourra être adapté si la berge concernée n'a pas encore été créée les premières années.

Il est rappelé que dans le cas d'un site en activité ou d'une application des protocoles avant exploitation, il sera possible d'interrompre le suivi au niveau de certains points ou transects le temps que leur accès soit rétabli. Bien sûr, ces situations seront à éviter autant que possible. Dans ces deux cas, il sera nécessaire que l'exploitant fournisse les plans d'aménagement et de phasage accompagnés de la longueur de linéaire de berges prévue.

*Schéma de placement des différents points et transects du site (exemple pour un site de 30 ha = 3 points **Ecoute**)*



Rendu des données

Les données devront toujours contenir un minimum d'informations recensées ci-dessous. Ces informations minimales devront donc être renseignées sur le terrain lors de la mise en œuvre des protocoles :

- les **noms du site et de l'observateur**
- la **date** de l'observation
- le lieu précis : **référence du point** ou du **transect**, éventuellement localisation (coordonnées par GPS, googleearth ou géoportail)
- le **protocole** concerné (oiseaux nicheurs diurnes, rhopalocères, végétaux terrestres...) et les **informations qui lui sont rattachées** (se référer aux fiches protocoles)
- le **nom du taxon** (pour le nom des espèces, penser à utiliser le référentiel taxonomique en ligne sur le site de l'INPN : www.inpn.mnhn.fr) avec son ordre et sa famille pour les invertébrés aquatiques
- son **effectif** ou son **coefficient d'abondance/dominance** ou sa **présence/absence** selon les protocoles
- l'heure et les **conditions météorologiques** (température, couverture du ciel, vent…).

*Voir fiches types de relevé en **annexes 1, 1 bis, 2 et 3***

Dans le cas des pièges, il est important de bien **les numéroter** (en fixant un numéro lors de la pose puis en glissant par exemple un post-it à l'intérieur lors de la relève) et de **garder toujours la même numérotation** durant l'ensemble des suivis et pour le renvoi des données. Les points étant géoréférencés, il sera utile de se référer aux coordonnées en cas de doute.

Afin d'assurer leur centralisation, les **données devront être saisies sur la base Cettia-ROSELIERE** dédiée à cet effet et disponible à cette adresse, accompagnée d'un tutoriel pour son utilisation : **http://programme-roseliere.fr/**

D'autre part, chaque donnée pouvant avoir son intérêt, toute **observation opportuniste** effectuée lors de passages concernant les protocoles ou autres sur les sites, doit être notée, conservée et si possible transmise en indiquant le fait qu'elle a été obtenue hors protocole (se référer au tutoriel pour l'utilisation de Cettia-ROSELIERE).

Toute observation sur les protocoles, le besoin de précision ou les obstacles identifiés permettront de les faire évoluer donc n'hésitez pas à nous les faire parvenir : **roseliere@programme-roseliere.fr**

LES PROTOCOLES

Le détail des protocoles est présenté ci-dessous pour chacun des groupes taxonomiques proposés. Chaque chapitre reprend les caractéristiques du groupe concerné et le détail de la ou des méthodes proposées avec les références bibliographiques nécessaires.

Des fiches synthétiques ne reprenant que l'essentiel des protocoles pour leur bonne application sont également disponibles sur le site internet du programme.

Les deux ressources sont complémentaires.

Certains passages de protocole peuvent éventuellement être couplés avec d'autres, afin de réduire les coûts d'application.
voir l'***annexe 10*** et la ***fiche Protocole nocturne***

Oiseaux nicheurs diurnes

Les oiseaux constituent un groupe assez connu et relativement simple à suivre et à déterminer. Ce groupe est très diversifié et comporte des espèces à exigences variées. Certaines peuvent être très spécifiques aux milieux humides par exemple et d'autres ont une répartition beaucoup plus large. De plus, c'est un groupe largement suivi aux niveaux national et international, ce qui peut permettre d'éventuelles comparaisons et valorisations des données.

Petit Gravelot © M. Parisot

Mésange bleue © T. Jourdain

Méthode

1. Recensement visuel et auditif durant 20 minutes

Le protocole consiste en un échantillonnage ponctuel semi-quantitatif de 20 minutes, utilisant un Indice Ponctuel d'Abondance (IPA). Cette méthode a été élaborée et décrite par Blondel et al. en 1970, c'est une technique de dénombrement, utilisée en France comme à l'étranger, qui a été choisie en 1977 par l'International Bird Census Committee (IBCC) comme méthode ponctuelle type recommandée en Europe.

Afin de pouvoir alimenter les données du Suivi Temporel des Oiseaux Communs (STOC) et de pouvoir comparer les résultats à ceux d'autres sites, le protocole sera rendu compatible avec celui des Échantillonnages Ponctuels Simples (EPS) choisi pour le programme Vigie Nature, en isolant les contacts recensés pendant les 5 premières minutes, durée du protocole STOC dont la méthode est identique.

Parmi les différentes méthodes de dénombrement utilisables, celle des EPS semblait la plus à même de satisfaire les attentes de ce projet. Toutefois, le programme STOC s'adresse principalement aux espèces communes alors qu'une estimation des effectifs des populations d'un maximum d'espèces est visée ici. Il est donc apparu nécessaire de prolonger la durée du dénombrement en utilisant celle de l'IPA. De plus, l'allongement de cette durée, de 5 (méthode des EPS) à 20 minutes (méthode des IPA), semble augmenter la fiabilité des résultats obtenus ainsi que les probabilités de contacts avec un nombre plus élevé d'espèces d'après une étude effectuée sur 100 points d'écoute (Muller, 1987). Ces résultats montrent que même si d'une façon générale, environ 60% des espèces (et 50% des individus) sont observées durant les 5 premières minutes, les 15 dernières minutes apportent encore plus de 30% d'espèces nouvelles. Ceci justifie pleinement le choix des IPA par rapport à l'objectif de l'échantillonnage de ce projet.

2. Recensement exhaustif :

Afin de maximiser le nombre d'espèces échantillonnées, la méthode des IPA est complétée par un passage en journée avec relevé de toute espèce contactée (vue ou entendue).

COMMENT ?	1. Recensement pendant **20 minutes** de tous les oiseaux vus et/ou entendus autour d'un point précis sans limite de distance. Ils peuvent être reportés sur une fiche prévue à cet effet (voir ***annexe 2***) à l'aide d'une codification permettant de différencier tous les individus et le type de contact (chant, cris, mâle, femelle, couple...). Sur la fiche de relevé, le point ou la station peut être matérialisé par un cercle dont le centre est virtuellement occupé par l'observateur. Ce système de notation à l'intérieur d'un cercle peut faciliter le repérage spatial des individus contactés mais son utilisation n'est pas obligatoire pour ce protocole. Pour le couplage au protocole STOC, les individus recensés durant les 5 premières minutes seront isolés.
	2. Recensement de **tous les oiseaux** en journée avec temps illimité d'observation : l'exhaustivité est visée.

OÙ ?	1. Sur les points **Ecoute**.
	2. Sur l'**ensemble du site**.

QUAND ?	1. Deux sessions de comptage ont lieu : une première au début du printemps permettant de contacter les espèces sédentaires et les nicheuses précoces (en pratique, **entre le 25 mars et le 30 avril**), une seconde plus tard en saison (**entre le 8 mai et le 20 juin**), quand les nicheurs plus tardifs sont arrivés. Les 2 sessions doivent être réalisées strictement au même emplacement (points Ecoute), par temps calme (les intempéries, le vent et le froid vif doivent être évités), durant la période comprise entre 30 minutes et 4 à 5 heures après le lever du jour. Les relevés doivent se faire, si possible, par le même observateur et à peu près à la même date d'une année sur l'autre.
	2. Un passage **entre le 25 mars et le 20 juin**.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Les identifications se font nécessairement sur place. Les résultats comprennent la liste des espèces contactées et leurs effectifs. Ceux obtenus lors des 5 premières minutes sont isolés afin de pouvoir comparer les données à celles du programme STOC. Ainsi, les données pour chaque point sont séparées en deux parties : les effectifs obtenus pendant les 5 premières minutes et ceux obtenus sur les 15 minutes restantes.

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

BLONDEL, FERRY & FROCHOT B., 1970. Méthode des Indices Ponctuels d'Abondance (IPA) ou des relevés d'avifaune par stations d'écoute. Alauda, vol 38 pp. 55-70.

DUPIEUX N., 2004. Démarche d'harmonisation des protocoles de suivi scientifique des sites du programme Loire nature. Programme Loire nature, mission scientifique, 15 pages.

MULLER Y., 1987. Les recensements par Indices Ponctuels d'Abondance, conversion en densités de populations et test de la méthode. Alauda, vol. 55 (3) pp. 211 à 226.

OISEAUX NICHEURS NOCTURNES ET CRÉPUSCULAIRES

On regroupe sous ce terme l'ensemble des espèces d'oiseaux nocturnes ou crépusculaires, c'est-à-dire les espèces qu'on ne contacte généralement qu'à partir du crépuscule et durant la nuit. Il s'agit donc essentiellement des rapaces nocturnes, de certaines espèces appartenant à la famille des ardéidés, ou encore d'espèces telles que l'Oedicnème criard, le Râle des genêts, etc... Ce protocole permet ainsi de détecter des espèces rarement présentes dans les relevés diurnes mais qui sont aisément contactables par le chant en début de soirée ou au cours de la nuit.

Chouette hulotte © wikipedia

Hibou grand duc © wikipedia

MÉTHODE	Les prospections s'effectuent par points d'écoute nocturne.
COMMENT ?	Recensement auditif nocturne de tous les oiseaux. L'ensemble des animaux nocturnes ou crépusculaires entendus (ou observés) pendant **6 minutes** est comptabilisé. La pratique de la repasse n'est pas admise dans le protocole.
OÙ ?	Sur les points **Ecoute**.
QUAND ?	Les écoutes se feront lors d'un passage unique **en mars**, une demi-heure après le coucher du soleil, en évitant les soirées pluvieuses ou venteuses.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Les identifications se font nécessairement sur place.

On obtient, pour chaque point, les espèces présentes et leurs effectifs.

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

BLONDEL, FERRY & FROCHOT B., 1970. Méthode des Indices Ponctuels d'Abondance (IPA) ou des relevés d'avifaune par stations d'écoute. Alauda, vol 38 pp. 55-70.

OISEAUX D'EAU HIVERNANTS

Le recensement des oiseaux d'eau hivernants concerne tous les oiseaux liés au milieu aquatique (familles définies dans le cadre du réseau RAMSAR). Le protocole est compatible avec celui du programme Wetlands.

Ce protocole ne concerne que les sites présentant au moins un plan d'eau.

Aigrette garzette © T. Jourdain

Fuligules morillons © T. Jourdain

MÉTHODE	Le recensement s'effectue sur la base du comptage international Wetlands. Il vise l'exhaustivité avec un temps illimité de comptage à vue.
COMMENT ?	**Recensement exhaustif** de tous les oiseaux d'eau : limicoles, anatidés, laridés, foulques, grèbes, cormorans… L'ensemble des espèces observées est noté et les individus sont dénombrés.
OÙ ?	Sur le(s) plan(s) d'eau mais également les alentours de ses berges.
QUAND ?	Afin de s'intégrer au protocole Wetlands, le comptage s'effectuera à la date fixée par ce programme au niveau international (à la **mi-janvier**). Pour pallier au risque d'avoir des conditions météorologiques inadéquates lors de cette date, un deuxième passage sera effectué en hiver, à la **mi-décembre**.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Les identifications se font nécessairement sur place. On obtient des listes d'espèces avec leurs effectifs à une date donnée.

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

www.wetlands.org

AMPHIBIENS

Plusieurs espèces de batraciens ont des exigences assez spécifiques et peuvent donc se révéler indicatrices du milieu. Ce groupe comporte des espèces protégées au niveau national dont certaines sont rares et de grand intérêt.

Ce protocole ne concerne que les sites présentant au moins un point d'eau (mouillère, plan d'eau ou mare).
Les parties 1 et 3 ne concernent que les mares sans poissons.

Crapaud calamite © M. Parisot

Rainette verte © M. Parisot

MÉTHODE	Un protocole de suivi a été défini par la Société Herpétologique de France. Ce programme propose différentes méthodes de suivi avec plusieurs passages assez rapprochés. Cependant, des contraintes nous imposent de les adapter, notamment en ce qui concerne la fréquence de passages. Par ailleurs, certaines parties seront restreintes aux mares (moins d'1 m de profondeur) où l'absence de poissons est avérée : une profondeur et une surface trop élevée et la présence de poissons limitent la probabilité de trouver des pontes et des urodèles ce qui rend l'effort de prospection trop important par rapport aux résultats escomptés. Le protocole choisi fait intervenir 3 techniques recommandées par la Société Herpétologique de France : **1. Prospection des pontes dans les éventuelles mares** **2. Prospections nocturnes auditives des mâles anoures chanteurs** **3. Système de piégeage des urodèles dans les éventuelles mares**

COMMENT ?	1. **Inspection visuelle et comptage des pontes**, principalement de grenouilles rousses et agiles, de jour, sur les berges des mares où l'absence de poissons est avérée.
	2. De nuit, **écoute** et estimation du nombre de mâles chanteurs d'anoures pendant **6 minutes**, en supposant qu'un chant répété au même poste représente un seul individu. On

	dénombre les individus jusqu'à 10 puis on considère qu'il s'agit d'un chœur au delà de 10 individus.
	3. **Pose de 5 nasses** pour l'échantillonnage des urodèles. Ces nasses peuvent être de différents types : cylindre avec un entonnoir à une extrémité, seau avec plusieurs ouvertures munies d'un entonnoir (piège Ortmann). Un consensus définitif n'a pas été trouvé mais il semblerait que le deuxième type de pièges soit le plus efficace. Le type de piège utilisé devra donc être indiqué lors du rendu des résultats. Dans tous les cas, les pièges devront permettre la respiration des animaux capturés en attente du relâcher. Voir ***annexe 4***

OÙ ?	**1.** Sur des **transects** de 5 m de long, 1 m de large, le long de la berge, au départ des points **Berge_mare,** (mares où l'absence de poissons est avérée).
	2. Sur les points **Ecoute** pour les mâles chanteurs.
	3. Sur les points **Berge_mare** (mares où l'absence de poissons est avérée), une nasse par point.

QUAND ?	1. Entre **février et mi-mars**, un passage sera effectué.
	2. Deux passages sont nécessaires, l'un en **mars**, l'autre en **mai/juin**. Les dates précises sont à adapter selon la région, en sachant que les passages doivent se faire une demi-heure après le coucher du soleil, lorsque la température est supérieure à 7°C pour la première visite et 12°C pour la seconde. Idéalement, la sortie aura lieu lors d'une période humide et de redoux (augmentation des températures et arrivée d'un front chaud de type dépressionnaire).
	3. Les nasses sont mises en place durant l'après-midi du jour j et sont relevées le matin du jour j+1. La durée de pose est limitée pour éviter la mortalité des individus piégés. La période concernée se situe entre le **15 mars et le 15 avril**, c'est-à-dire en période de présence maximale des adultes reproducteurs.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Les identifications doivent se faire sur place, elles aboutissent à une liste d'espèces et de leurs effectifs.
Si elles nécessitent une manipulation des individus (pour les urodèles), l'utilisation de gants en latex est nécessaire et ces gants doivent être changés entre chaque plan d'eau.

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

DRECHSLER A., BOCJK D., ORTMANN D. & STEINFARTZ S., 2010. Ortmann's funnel trap - a highly efficient tool for monitoring amphibian species. Herpetology Notes, volume 3: 13-21 (published online on 20 January 2010).

http://vigienature.mnhn.fr/page/amphibiens

http://lashf.fr/suivi-amphibiens.php

REPTILES

Les reptiles sont des animaux assez discrets de par leurs mœurs et leur morphologie. Ils sont souvent difficiles à détecter car ils évoluent en faible effectif, avec de longues périodes d'inactivité et une absence de comportement agrégatif saisonnier lié à la reproduction (contrairement aux amphibiens par exemple). Ils sont donc difficiles à échantillonner par simple observation et nécessitent d'autres méthodes permettant d'avoir un point fixe attractif.

Lézard des murailles © M. Parisot

Vipère aspic © M. Parisot

MÉTHODE	Une méthode d'échantillonnage standardisé se basant sur le principe des abris artificiels est utilisée. Son intérêt a été démontré dans l'étude de Graitson et Naulleau (2005) dans le cadre d'un échantillonnage qualitatif (présence/absence des différentes espèces). L'utilisation d'abris artificiels est fondée sur la préférence thermophile des reptiles qui recherchent des zones de chaleur pour réguler leur température corporelle. Cette technique se base sur la différence de température entre l'abri et le milieu environnant, les individus s'en servant pour se réchauffer à certains moments de la journée : la différence d'inertie thermique entre l'abri et le milieu extérieur fait que, même si le rayonnement solaire reçu est le même pour les deux, l'abri garde mieux la chaleur et est ainsi attractif pour les reptiles. La découverte de mues sous les plaques est également relativement courante et représente un autre moyen d'échantillonnage. Ce système d'abri artificiel est tiré d'un protocole mis en place par le CNRS de Chizé et a très souvent été utilisé pour inventorier ce groupe.
COMMENT ?	**Pose d'abris artificiels**. Ces derniers sont ici constitués de plaques découpées dans d'anciennes bandes transporteuses, cette utilisation permettant ainsi de valoriser un déchet lié aux carrières. De par la couleur noire de ces plaques, l'accumulation de chaleur est d'autant plus élevée. La taille recommandée est de 80x80 cm.
OÙ ?	A proximité des cinq points **Terre** : les plaques (à raison d'une par point) sont placées préférentiellement sur des plages herbacées plutôt que sur du sol nu (ou alors la pose d'une cale est nécessaire) pour laisser un passage entre le sol et la plaque. Leur emplacement peut être orienté selon des micro-habitats supposés favorables, notamment en tenant compte de l'effet de lisière qui semble être attractif pour les reptiles (ourlets herbeux buissonnants, base des rochers…). L'attractivité augmente avec le temps du fait de la détectabilité croissante par

	les individus, il est donc nécessaire de conserver au maximum le même emplacement de la plaque d'une année sur l'autre. Elles seront en outre remplacées si elles disparaissent. Un entretien régulier de la végétation arbustive au-dessus des plaques serait également positif pour éviter qu'elles soient ombragées de façon permanente.

QUAND ?	Les visites des plaques n'ont pas besoin d'être fixes, un relevé périodique est suffisant pour un suivi qualitatif. Un minimum de 5 passages par an, répartis entre le printemps et l'automne en évitant les périodes les plus chaudes et sèches, est tout de même indispensable. Les mois les plus favorables sont **avril, mai, juin et septembre**, lorsque les différences de températures entre le jour et la nuit sont importantes. Le mois de mai semble particulièrement favorable pour la détection de nouveaux individus. Il est préférable de placer les plaques au moins deux mois avant le début des passages (fin d'hiver, début de printemps) pour que les plaques soient détectées puis colonisées par les reptiles. Il faut également souligner l'importance de la prise de précautions lorsque les plaques sont soulevées, afin d'éviter toute morsure.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Les identifications doivent se faire sur place et permettent d'obtenir des listes d'espèces et de leurs effectifs.

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

GRAITSON E. & NAULLEAU G., 2005. Les abris artificiels : un outil pour les inventaires herpétologiques et le suivi des populations de reptiles. Bull. Soc. Herp. Fr. 115 : 5-22.

CHIROPTÈRES

Les chiroptères constituent un groupe difficile à prospecter de par leur mode de vie. En effet, ces animaux nocturnes sont difficilement identifiables en vol et nécessitent de lourdes prospections de leurs aires de repos (souvent difficiles à localiser), s'ils doivent être identifiés à vue. Toutefois, un protocole basé sur l'enregistrement des ultrasons a été mis en place dans le cadre du programme Vigie Nature du MNHN et a permis de nettement simplifier leur échantillonnage.
L'avantage de l'enregistrement des ultrasons de chiroptères est qu'il permet un échantillonnage sans aucun dérangement des individus. Son inconvénient est que quelques espèces peuvent ne pas être contactées ou déterminées en fonction du matériel. Cependant, si le type de matériel utilisé est le même sur tous les sites, les données restent comparables et permettent d'obtenir une vision des communautés chiroptérologiques présentes.

Pipistrelle commune © Vigie Nature

Noctule de Leisler © L. Arthur

MÉTHODE	Le protocole Vigie Nature consiste à effectuer des prospections nocturnes avec enregistrements d'ultrasons sur des points fixes ou en parcourant des transects en voiture. Les relevés suivront donc ce protocole et seront effectués sur des points fixes du site.
COMMENT ?	**Enregistrement d'ultrasons**. Ces enregistrements sont effectués à l'aide de matériel spécialisé constitué d'un enregistreur numérique à carte mémoire (modèles R01 et R09 de la marque Edirol ou modèle Zoom H2) et d'un détecteur (modèle Tranquility Transect de la marque Courtpan/David Bale ou modèle D240x de la marque Pettersson). Le détecteur est réglé pour un temps d'acquisition de 1.2 seconde et une division par 10 du temps. Cela signifie qu'une fois le détecteur déclenché par un ultrason, l'enregistrement se fait pendant 1.2 s puis est rejoué 10 fois plus lentement, en 12 s. Les réglages complémentaires du matériel pourront être trouvés sur le site du protocole chiroptères Vigie Nature. Les enregistrements dureront **6 minutes** à chaque point.
OÙ ?	Sur les points **Ecoute**.
QUAND ?	Les relevés s'effectueront après la tombée de la nuit (30 minutes après le coucher du soleil), pendant l'été de façon à réduire les biais induits par la migration de certaines espèces. De

	plus, c'est également la période d'activité maximale des chiroptères. Il faut éviter d'effectuer les relevés après des journées froides (température inférieure à 12°C) ou lors de soirées pluvieuses ou venteuses. Deux passages doivent être réalisés, un premier en **juin ou juillet** ce qui correspond à la période de mise bas ou d'allaitement. Un second passage de la **mi-août à fin septembre** correspond à l'envol des jeunes.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Les ultrasons doivent être analysés ultérieurement à l'aide du logiciel Syrinx (développé par John Burt et adapté par le MNHN, libre de droit) ou autre logiciel équivalent, ils permettront de déterminer les espèces auxquelles ils correspondent et les effectifs détectés pour chaque espèce. L'analyse jusqu'au genre est relativement simple et peut faire l'objet d'une formation courte. De nombreuses informations sur ce protocole sont également disponibles sur le site du protocole chiroptères Vigie Nature.

Voir ***annexe 5***

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

http://vigienature.mnhn.fr/chauves-souris

ORTHOPTÈRES

Les orthoptères représentent de bons indicateurs de la qualité des habitats et de la structure de la végétation, ce qui les rend particulièrement sensibles aux changements de pratiques de gestion des milieux naturels. Ils font par ailleurs partie des ordres pour lesquels la difficulté d'identification des espèces est relativement réduite par rapport à d'autres groupes d'insectes.

Tettigonia viridissima © M. Parisot

Oedipoda caerulescens © M. Parisot

MÉTHODE	Plusieurs méthodes de suivi des orthoptères existent et chacune présente ses avantages et ses inconvénients. Il est toutefois difficile de trouver le bon compromis qui permette de s'adapter à une diversité de situations et aucun consensus ne semble émerger au sein du réseau d'orthopéristes national. Par conséquent, trois méthodes complémentaires ont été sélectionnées et pourront être appliquées séparément ou conjointement : enregistrements nocturnes d'ultrasons, réalisation de transects et points d'écoute diurnes.

COMMENT ?	**1. Enregistrement nocturne d'ultrasons**. Ces enregistrements sont effectués à l'aide de matériel spécialisé constitué d'un enregistreur numérique à carte mémoire (modèles R01 et R09 de la marque Edirol ou modèle Zoom H2) et d'un détecteur (modèle Tranquility Transect de la marque Courtpan/David Bale ou modèle D240x de la marque Pettersson). Le détecteur est réglé pour un temps d'acquisition de 1.2 seconde et une division par 10 du temps. Cela signifie qu'une fois le détecteur déclenché par un ultrason, l'enregistrement se fait pendant 1.2 s puis est rejoué 10 fois plus lentement, en 12 s. Les réglages complémentaires du matériel pourront être trouvés sur le site du protocole de suivi des orthoptères nocturnes Vigie Nature. Les enregistrements dureront **6 minutes** à chaque point.
	2. Recensement des espèces présentes sur un transect de 100 m de long et 1 m de large. Le dénombrement des individus pourra être réalisé mais l'information qualitative (liste d'espèces) sera prioritaire. Si besoin, les individus pourront être capturés au filet pour identification. Si les transects traversent ou longent des milieux arbustifs ou arborés, du battage pourra être réalisé pour contacter les espèces de ce type d'habitat.

	3. Points d'écoute diurnes de **3 minutes.**

OÙ ?	1. Sur les points **Ecoute**
	2. Un transect partant de chaque point **Terre**
	3. Sur les points **Ecoute**

QUAND ?	1. Le protocole sera réalisé en même temps que le protocole chiroptères, lors de deux passages : le premier en **juin-juillet** et le second entre **mi-août et fin septembre**, une demi-heure après le coucher du soleil, lorsque la température est supérieure à 12°C. Éviter les soirées pluvieuses et venteuses. En cas de manque de temps ou d'application de ce protocole indépendamment du protocole chiroptères, le second passage sera prioritaire.
	2 et 3. Deux passages seront effectués : le premier en **juillet/août**, le second en **septembre**. Éviter les conditions de fort vent.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Les ultrasons doivent être analysés ultérieurement à l'aide du logiciel Syrinx ou équivalent, ils permettront de déterminer les espèces auxquelles ils correspondent. Le dénombrement des individus étant particulièrement complexe (chevauchement des individus), il n'est pas obligatoire mais pourra, le cas échéant, être réalisé de cette façon :

- espèce à stridulation continue (ex. : *Tettigonia viridissima, Ruspolia nitidula, Metrioptera roeselii*) : présence/absence (il est possible de noter le nombre d'individus mais il est difficilement envisageable de discerner plus de 2 individus, les stridulations se chevauchant)
- espèce à stridulation ponctuelle (ex. : *Leptophyes*, *Pholidoptera*) : dénombrement du nombre de strophes

De la documentation sur l'identification des espèces est disponible sur le site Vigie Nature.

Les déterminations des protocoles 2 et 3 doivent se faire sur place, avec, si besoin, capture puis relâché. On obtiendra une liste d'espèces, accompagnées éventuellement de leurs effectifs, par transect et par passage.

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

http://vigienature.mnhn.fr/page/suivi-des-orthopteres-nocturnes

BARATAUD J., 2005. Orthoptères et milieux littoraux – Influence de la gestion des habitats herbacés sur les ressources trophiques et enjeux pour la biodiversité. Rapport de stage. BTS GPN pour Réserve Naturelle de Moëze – Oléron.

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. (CD chants + livre.)

VOISIN J.-F., 1986. Une méthode simple pour caractériser l'abondance des orthoptères en milieux ouverts. L'Entomologiste, 42 : 113-119.

PROTOCOLES NOCTURNES : OISEAUX NOCTURNES ET CRÉPUSCULAIRES, AMPHIBIENS, CHIROPTÈRES ET ORTHOPTÈRES

Afin de simplifier les suivis et de réduire au maximum le nombre de passages sur les sites, notamment de nuit, il est proposé de regrouper les protocoles d'écoute nocturne de façon à n'effectuer que trois passages sur l'année.

MÉTHODE	L'ensemble des protocoles regroupés ici concerne des prospections auditives et par le biais d'enregistrements **nocturnes** au niveau de points d'écoute. Pour se conformer aux différents protocoles, le temps d'écoute est fixé à **6 minutes** pour l'ensemble des passages. Les dates de passage seront aussi optimisées pour favoriser le contact d'un maximum d'espèces.

COMMENT ?	**1. De nuit**, pendant **6 minutes,** écoute et estimation du nombre de mâles chanteurs d'anoures (amphibiens), en supposant qu'un chant répété au même poste représente un seul individu. On dénombre les individus jusqu'à 10 puis on considère qu'il s'agit d'un choeur au delà. On relèvera également tous les oiseaux nocturnes entendus (ou observés).
	2. De nuit, pendant **6 minutes**, écoute et estimation du nombre de mâles chanteurs d'anoures (même dénombrement qu'en 1.) et enregistrement d'ultrasons de chiroptères et d'orthoptères. Ces enregistrements sont effectués à l'aide de matériel spécialisé constitué d'un enregistreur numérique à carte mémoire (modèles R01 et R09 de la marque Edirol ou modèle Zoom H2) et d'un détecteur (modèle Tranquility Transect de la marque Courtpan/David Bale ou modèle D240x de la marque Pettersson). Le détecteur est réglé pour un temps d'acquisition de 1.2 seconde et une division par 10 du temps. Cela signifie qu'une fois le détecteur déclenché par un ultrason, l'enregistrement se fait pendant 1.2 s puis est rejoué 10 fois plus lentement, en 12 s. Les réglages complémentaires du matériel pourront être trouvés sur le site des protocoles de suivi des chiroptères et orthoptères nocturnes Vigie Nature.
	3. De nuit, pendant **6 minutes**, enregistrement d'ultrasons de chiroptères et d'orthoptères. Mêmes matériel et réglages qu'en 2. L'heure et la température devront être relevées à chaque passage.

OÙ ?	**1. 2. et 3.** Sur les points **Ecoute**

QUAND ?	**1.** En **mars,** une demi-heure après le coucher du soleil, lorsque la température est supérieure à 7°C. Idéalement, la sortie aura lieu lors d'une période humide et de redoux (augmentation des températures et arrivée d'un front chaud de type dépressionnaire). **1.** En **mars,** une demi-heure après le coucher du soleil, lorsque la température est supérieure à 7°C. Idéalement, la sortie aura lieu lors d'une période humide et de redoux (augmentation des températures et arrivée d'un front chaud de type dépressionnaire).
	2. Entre le **15 mai et fin juin**, une demi-heure après le coucher du soleil, lorsque la

	température est supérieure à 12°C. Eviter les soirées pluvieuses et venteuses.
	3. Entre **mi-août et fin septembre**, une demi-heure après le coucher du soleil, lorsque la température est supérieure à 12°C. Eviter les soirées pluvieuses et venteuses.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Les identifications doivent se faire sur place pour les amphibiens et oiseaux nocturnes, elles aboutissent à une liste d'espèces et de leurs effectifs.
Les ultrasons doivent être analysés ultérieurement à l'aide du logiciel Syrinx ou équivalent, ils permettront de déterminer les espèces auxquelles ils correspondent et les effectifs détectés pour chaque espèce. L'analyse jusqu'au genre est relativement simple et peut faire l'objet d'une formation courte.
Voir ***annexe 5***

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

BLONDEL, FERRY & FROCHOT B., 1970. Méthode des Indices Ponctuels d'Abondance (IPA) ou des relevés d'avifaune par stations d'écoute. Alauda, vol 38 pp. 55-70.

http://vigienature.mnhn.fr/chauves-souris

http://vigienature.mnhn.fr/page/suivi-des-orthopteres-nocturnes

http://lashf.fr/suivi-amphibiens.php

RHOPALOCÈRES ET ODONATES ADULTES

*La grande diversit*é et les exigences écologiques variées des papillons, combinées à leur forte sensibilité aux changements d'habitats, leur confèrent un rôle d'indicateurs de la santé de nos écosystèmes.

Parmi les lépidoptères, les papillons de jour (rhopalocères) présentent un avantage pratique pour l'échantillonnage : ils sont facilement observables et identifiables pour un grand nombre d'espèces sans prélèvement ou équipements spécialisés. Ils sont donc bien adaptés à l'observation directe sur le terrain, par des naturalistes spécialisés ou plus généralistes.
Les odonates sont connus comme étant de bons indicateurs de biodiversité en zones humides. L'identification des adultes n'est pas trop complexe et le caractère patrimonial de certaines espèces les rend particulièrement intéressants, notamment pour caractériser les zones humides.

Boloria dia © M. Parisot

Orthetrum albistylum © M. Parisot

MÉTHODE	Un protocole basé sur celui du Suivi Temporel des Rhopalocères de France (STERF mis en place par le MNHN dans le cadre du programme Vigie Nature) a été choisi. La méthode retenue est celle du comptage par transects, utilisée dans la plupart des protocoles de suivi des rhopalocères d'Europe. Pour simplifier au maximum le protocole de suivi, l'échantillonnage des odonates adultes est couplé à celui des rhopalocères. Il utilise donc les mêmes techniques et transects. D'autre part, l'autochtonie des odonates est également évaluée par le biais du protocole de suivi des invertébrés aquatiques (récolte des larves et des exuvies, cf. fiche du protocole concerné).

COMMENT ?	Prospection visuelle et comptage des individus sur des transects. Le temps de parcours est fixé à **10 minutes de marche lente**, la longueur du transect étant fixée lors du premier passage en fonction de cette durée. Pendant ces 10 min, l'observateur notera les espèces se trouvant sur 5 m de part et d'autre du transect. En effet, cette distance constitue une limite raisonnable pour une identification des papillons avec certitude et sans capture et elle suppose que l'observateur est ainsi très rarement saturé par le nombre d'individus, même en période de forte abondance. C'est la méthode qui est utilisée dans tous les programmes de suivi en Europe et dans les Réserves Naturelles Nationales de France (définie par Pollard et Yates, 1993). Elle permet de standardiser au maximum les relevés. Dans le cas d'individus isolés d'espèces non identifiées, il vaut mieux arrêter le décompte du temps pour le transect, capturer l'exemplaire et l'identifier. Le décompte du temps sera alors repris une fois l'identification effectuée. Dans le cas de forte abondance d'espèces non-

	identifiables, les individus seront comptés au niveau du groupe d'espèces. Une fois le transect terminé, un échantillon d'individus pourra être capturé et le pourcentage de chaque espèce en mélange sera identifié. A partir de ces pourcentages, les comptages des individus non-identifiés seront redistribués entre les différentes espèces identifiées. Pour les Odonates, le protocole est identique.

OÙ ?	Cinq transects partant des points **Terre**.

QUAND ?	Deux passages seront effectués : le premier en **mai/juin**, le second en **juillet/août**. Les autres protocoles (STERF, programmes européens ou suivi des Réserves Naturelles) conseillent un nombre élevé de passages. Toutefois, il est ici limité pour pouvoir assurer le suivi le plus facilement possible. On suppose par ailleurs que la plus grande majorité des espèces peuvent être détectées lors de passages sur ces deux périodes pour peu que les conditions météorologiques soient adéquates. Les passages devront en effet être effectués dans des conditions météorologiques clémentes (entre 20 et 30°, absence de vent supérieur à 20km/h et de pluie) et entre 10h et 17h.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Les déterminations doivent se faire sur place, avec, si besoin, capture puis relâché. On obtiendra une liste d'espèces accompagnées de leurs effectifs par transect et par passage. Les indices de reproduction (accouplement, ponte, émergence) pourront être notés le cas échéant.

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

POLLARD E. & YATES T.J., 1993. Monitoring butterflies for ecology and conservation. Chapman & Hall Publ.

MANIL L. & HENRY P.-Y., 2007. Suivi temporel des Rhopalocères de France (STERF), Protocole national.

http://vigienature.mnhn.fr/page/suivi-temporel-des-rhopaloc-res-de-france

Carabes et Araignées

Les coléoptères marcheurs (Carabidae) sont de plus en plus étudiés comme des indicateurs de la qualité de nos écosystèmes. En effet, ils constituent une grosse part de la faune circulante du sol. Dans le cadre de l'atlas de la biodiversité de Seine-et-Marne, un protocole proposé par l'Office Pour les Insectes et leur Environnement (OPIE) a été mis en place. Le suivi des araignées est complémentaire, étant donné que ces dernières peuvent être échantillonnées de la même manière et que leur intérêt est similaire.
Compte tenu de la complexité et du coût des protocoles permettant un suivi fiable et complet des populations pour ces deux groupes, le protocole sélectionné vise essentiellement l'amélioration des connaissances et les comparaisons intra-site sur une année donnée. En effet, le temps de pose des pièges et la fréquence de relevés ne permettent pas d'otenir des résultats comparables temporellement et spatialement entre sites et entre années, notamment en raison des variations phénologiques interannuelles liées aux conditions météorologiques qui peuvent entraîner un biais dans la détection des espèces.

Cicindela campestris © wikipedia

Pardosa sp. © wikipedia

Méthode	Une méthode de piégeage passif est utilisée, elle se base sur des pots pièges standardisés de type Barber qui permettent de collecter la plupart des espèces présentes dans le milieu. Cette méthode permet une standardisation élevée du protocole mais possède l'inconvénient d'être un piège mortel.
Comment ?	Pose de pièges Barber. Ces pièges sont construits à partir de pots en plastique étanches (pots inviolables de 500 mL environ). Une solution liquide permettant de conserver les individus est versée dans le fond de chaque piège (80 à 100 mL). Elle est constituée d'une saumure fortement chargée en chlorure de sodium (sel), additionnée d'agent mouillant neutre (Typol ou liquide vaisselle écologique et sans parfum). Les pièges sont enfoncés dans le sol, préalablement creusé à l'aide d'une tarière, sans dépasser de la surface, de façon à ce que les invertébrés ne rencontrent pas d'obstacle et tombent directement dans le pot. Une fois le pot placé, il est indispensable de terrasser les bords pour égaliser la terre autour. La végétation alentour doit faire l'objet d'une perturbation minimale. Une protection contre la pluie doit être installée au dessus du piège tout en veillant à ne pas en occulter l'entrée. D'autre part, une grille à large maille (plus d'1 cm) sur le haut du piège permettra d'éviter que des micromammifères, amphibiens et reptiles ne tombent dans le pot. Voir ***annexe 6***
Où ?	Au niveau des cinq points **Terre** : les pièges (à raison d'un par point) sont installés dans des zones qui ne seront pas perturbées entre leur mise en place et leur relevé. Leurs positions

	doivent être bien repérées pour être sûr de les retrouver aisément.

QUAND ?	Une session de piégeage aura lieu entre fin avril et fin mai. Les pièges sont posés puis relevés deux semaines après. Ce protocole ne sera effectué qu'une fois tous les 5 ans.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Une fois les pièges récupérés, leur contenu doit être trié Les araignées sont placées dans des pots étanches contenant de l'alcool à 70°. Les carabes sont placés soit dans de l'alcool, soit sur du papier absorbant ou du coton hydrophile. Les échantillons sont immédiatement déterminés en laboratoire (loupe binoculaire et ouvrages spécialisés nécessaires) ou conservés et envoyés à un spécialiste en prenant soin de bien noter les informations concernant le pot (lieu, n° et date). Si le tri ne peut s'effectuer immédiatement, le contenu du pot piège peut être conservé au congélateur. En attendant l'identification, les couches doivent être conservées dans un endroit sec.
On obtiendra une liste d'espèces et de leurs effectifs par pot.
Voir ***annexe 6***

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

OPIE, 2006. Protocole d'étude des Coléoptères Carabidae. Version 1.1. Atlas de la biodiversité de Seine-et-Marne.

INSECTES POLLINISATEURS

Les insectes pollinisateurs constituent un groupe fonctionnel diversifié (hyménoptères, diptères, lépidoptères, coléoptères...) remplissant un service écosystémique majeur, aussi bien vis-à-vis des communautés naturelles, des plantes cultivées que de la production de nourriture. Les réseaux d'interactions plantes-pollinisateurs entrant en jeu sont très complexes. Dans le contexte actuel de perte de biodiversité, ces réseaux et services associés sont gravement menacés, notamment du fait du déclin des espèces pollinisatrices. Le suivi de ce groupe fonctionnel paraît donc utile en vue d'évaluer le potentiel d'accueil des espèces au sein des sites et les facteurs qui régissent leur attractivité. En 2016, un plan national d'actions consacré à ces espèces a en outre été lancé, appuyant d'autant la nécessité et l'intérêt de suivre ce groupe.

Scolia hirta © M. Parisot

Rutpela maculata © M. Parisot

MÉTHODE	Diverses méthodes existent afin d'échantillonner ce groupe dont la diversité et les exigences biologiques rendent compliquée la définition d'un protocole d'échantillonnage simplifié. En effet, les objectifs du suivi, le temps et les moyens disponibles influent grandement sur le choix du protocole à mettre en œuvre. Dans le cadre de ROSELIERE, le protocole a été simplifié au maximum afin d'en assurer la faisabilité tout en permettant la récolte de données suffisamment informatives. Le choix s'est orienté vers l'utilisation de coupelles colorées car cette méthode présente de nombreux avantages : peu coûteuse, facile à mettre en place, y compris par des non-spécialistes, et réplicable ; limitation des biais liés à l'observateur et standardisation de l'effort de collecte ; capture de petites espèces qui peuvent manquer dans les collectes à vue ; couverture de l'ensemble des patterns d'activité diurne ; attractivité y compris en l'absence de fleurs. Ce protocole est actuellement en phase de test et sera susceptible d'évoluer à l'avenir.

COMMENT ?	Pose d'une coupelle jaune standardisée fixée sur un tuteur d'1m50 de hauteur (kit Flora disponible chez Signe Nature), de façon à être à hauteur de la végétation herbacée environnante. Si le milieu est peu végétalisé, ne pas hésiter à placer la cuvette directement sur le sol. Une solution liquide permettant de conserver les individus est versée dans le fond de chaque piège, jusqu'à la limite du trop-plein. Elle est constituée d'eau saturée en sel (>360g/L), additionnée d'agent mouillant neutre (liquide vaisselle écologique et sans parfum, quelques gouttes).

OÙ ?	Au niveau des cinq points **Terre** : un piège par point est installé dans une zone qui ne sera pas

	perturbée entre avril et septembre.

QUAND ?	3 sessions de piégeage ont lieu afin de cibler les différentes familles d'insectes et d'optimiser la diversité échantillonnée : la première en **avril-mai**, la seconde en **juin-juillet** et la dernière en **août-septembre**. Chaque session de piégeage durera 24 h. Les périodes de piégeage se feront lorsque la température est d'au minimum 15° et en absence de pluie ou de vent.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Lors de la relève, les insectes sont prélevés à l'aide d'une pince (par les ailes de préférence pour les Hyménoptères). Si les captures sont abondantes, le contenu du piège peut être filtré à l'aide d'une passoire à mailles fines ou d'un filtre à café. L'ensemble des insectes est récupéré.
Les individus sont placés dans un flacon hermétique rempli d'alcool à 70° puis sont identifiés par un spécialiste (nous contacter si besoin). Il sera primordial de bien noter les informations concernant le pot (lieu, n° du point et date) sur une étiquette, au crayon à papier.
On obtiendra une liste d'espèces ou de groupes taxonomiques et de leurs effectifs par pot.

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

LEMOINE G., 2015. Les carrières de sable : une opportunité pour les abeilles solitaires. Établissement Public Foncier Nord – Pas de Calais & UNPG, Paris, 140 p.

GADOUM S. & ROUX-FOUILLET J.-M., 2016. Plan national d'actions « France Terre de pollinisateurs » pour la préservation des abeilles et des insectes pollinisateurs sauvages. Office Pour les Insectes et leur Environnement – Ministère de l'Écologie, du Développement Durable et de l'Énergie : 136 p.

WESTPHAL C. & al., 2008. Measuring bee diversity in different european habitats and biogeographical regions. Ecological Monographs, 78(4) : 653-671.

VÉGÉTAUX TERRESTRES

L'intérêt du suivi de la végétation se justifie par différents points. Tout d'abord, les végétaux sont à la base de la chaîne trophique et constituent donc un maillon essentiel des écosystèmes. Ils structurent les habitats dont dépend la faune associée. Ils réagissent également finement aux conditions du milieu et à leurs variations et sont ainsi de bons indicateurs de la qualité générale des milieux naturels. Enfin, la flore compte un certain nombre d'espèces d'intérêt patrimonial, et certains groupements végétaux constituent des habitats d'intérêt communautaire.

Sanguisorba officinalis © M. Parisot

Linum catharticum © M. Parisot

MÉTHODE	Le suivi s'effectue sur la base d'un échantillonnage qualitatif avec relevé de la présence/absence des espèces dans des placettes circulaires de 10 m², complété par une estimation de leur recouvrement.

COMMENT ?	Recensement des espèces et de leurs coefficients d'abondance-dominance dans des placettes circulaires de **10m2 de surface**. Les placettes seront formées par un cercle virtuel constitué d'une corde d'1m79 tendue à partir d'un point central matérialisé par une borne fixe (ne devant être détruite lors de l'entretien du site). Toutes les espèces à l'intérieur de ce cercle seront recensées et leur couverture estimée par une échelle allant de + à 5 selon la méthode du coefficient d'abondance de Braun Blanquet (1957). Classes d'abondance : + < 1 % 1 1 à 5 % 2 6 à 25 % 3 26 à 50 % 4 51 à 75 % 5 > 75 %

OÙ ?	Cinq placettes placées sur les points **Terre**.

QUAND ?	Un passage sera effectué en **mai/juin**.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

L'identification se fera sur place autant que possible. Des échantillons peuvent éventuellement être ramenés pour vérification ultérieure. La liste d'espèces obtenue sera accompagnée de leurs coefficients d'abondance sur les placettes.

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

BRAUN-BLANQUET J., 1964. Pflanzensoziologie. 3ème éd. Springer, Vienne et New-York, 866 p.

Macro-invertébrés aquatiques

Ce protocole ne concerne que les sites comportant des zones en eau de profondeur supérieure à 1 m. Les taxons concernés par ce protocole sont ceux regroupés sous le terme de macro-invertébrés aquatiques selon la définition de Tachet (2010). Les Cladocères et Copépodes par exemple ne sont donc pas concernés (leur présence peut cependant être notée à titre indicatif).

Les macro-invertébrés aquatiques des milieux d'eau douce lentiques sont relativement peu étudiés. Toutefois, ils ont prouvé leur caractère indicateur en milieu d'eau courante (IBGN) et ils possèdent les qualités nécessaires pour conserver ce caractère en eau stagnante. En effet, ils ont une faible capacité de dispersion, un cycle de vie court, ils s'intègrent au sein de différents niveaux trophiques et ont une répartition géographique très large. Ils se révèlent donc sensibles à toute perturbation de leur habitat. De plus, pour certains groupes (mollusques, oligochètes, chironomes…) quelques études ont dès à présent pu exploiter ces qualités au profit d'indices représentatifs de la qualité du milieu. Leur suivi est donc indispensable en ce qui concerne les sites avec des portions en eau, notamment les carrières alluvionnaires.
Les groupes étudiés sont divers, ce sont tous les macro-invertébrés possédant au moins une phase aquatique (larvaire, nymphale ou adulte) : diptères, éphéméroptères, trichoptères, mollusques, crustacés, odonates… L'échantillonnage de ce dernier groupe, qui s'effectue ici sur le stade larvaire et sur les exuvies (reste de la transformation de la larve en imago), possède un intérêt particulier par rapport à celui des adultes. En effet, il apporte une information supplémentaire en indiquant quelles espèces se reproduisent sur le site et il améliore l'échantillonnage des espèces dont les imagos se dispersent rapidement, ont une période de vol très courte ou sont difficiles à attraper et donc passent souvent inaperçues. De plus, un ouvrage est entièrement consacré à l'identification des larves et exuvies d'odonates (Heidemann et Seidenbusch, 2002) et permet une détermination relativement aisée des espèces. Parallèlement, un système de récupération des exuvies d'odonates est couplé à l'échantillonnage des stades aquatiques à proprement parler. Ce système, outre son caractère pratique et non mortel, évite un passage supplémentaire avec prospection des végétaux de bords de berges, comme il est souvent conseillé dans d'autres protocoles. Pour l'identification des autres groupes, le Tachet est tout à fait adapté et accessible sans grand besoin de connaissances particulières (des connaissances de base relatives à l'entomologie faciliteront toutefois l'approche).

Haliplus sp. © M. Parisot

Divers mollusques © M. Parisot

Méthode

Le protocole d'échantillonnage standardisé utilisé couple différentes méthodes tirées d'études scientifiques publiées. Il est constitué d'un système de pièges (nasses bouteilles, substrats artificiels, grillage d'émergence pour récupération des exuvies d'odonates) et est adapté aux contraintes du projet, c'est-à-dire qu'il est simple à mettre en oeuvre et relativement peu coûteux en temps et en argent, contrairement à la plupart des protocoles habituellement proposés pour le suivi de ce groupe.

COMMENT ?	Pose de **cinq pièges** sur le site. Ceux-ci sont constitués de différents types de pièges : Tout d'abord, un système de **nasses** fabriqué à partir de bouteilles en plastique permet de capturer les espèces mobiles de la colonne d'eau. Le tiers supérieur des bouteilles est sectionné et renversé vers l'intérieur afin de former un entonnoir, ainsi les individus qui rentrent dans le piège se retrouvent prisonniers. Ce système de nasses est complété par des **substrats artificiels** (brosse en chiendent et brique creuse) qui visent les espèces benthiques. Enfin, un **grillage** de 50x50 cm, maille 6.4 mm est ajouté pour la récupération des exuvies d'odonates. Pour faciliter le transport, la pose et la relève des pièges, on utilise un piquet de clôture électrique sur lequel les différents modules sont fixés. L'ensemble des pièges est relevé après 2 semaines de pose. Les individus collectés dans les nasses sont placés dans des boîtes contenant de l'alcool à 70°. Les substrats artificiels sont rincés et examinés sur place et les récoltes sont également placées dans l'alcool à 70°. Enfin, les exuvies sont récoltées à la pince et conservées dans des boîtes, au sec, si possible après une phase de séchage de façon à éviter les moisissures. Voir ***annexe 7***

OÙ ?	Sur les cinq points **Berge** : les pièges (un par point) sont placés à 1 m de profondeur et de façon à ce que le grillage soit à moitié immergé, à moitié émergé.

QUAND ?	Cet échantillonnage sera effectué au cours du mois de **mai**.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Les identifications nécessitent une loupe binoculaire. L'utilisation d'ouvrages adaptés (Tachet et Heidemann & Seidenbusch) rend la détermination abordable pour un naturaliste motivé. Le niveau de détermination se basera sur celui proposé dans le Tachet. Elle aboutit à l'obtention d'une liste de taxons avec leurs effectifs.

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

BECERRA JURADO G., MASTERSON M., HARRINGTON R. & KELLY-QUINN M., 2008. Evaluation of sampling methods for macroinvertebrate biodiversity estimation in heavily vegetated ponds. Hydrobiologia 597: 97-107.

HEIDEMANN H. & SEIDENBUSCH R., 2002. Larves et exuvies des libellules de France et d'Allemagne (sauf de Corse). Société française d'odonatologie. 416p.

LAPRUN M., 2008. Mise en place d'un protocole de suivi standardisé des invertébrés aquatiques sur douze carrières alluvionnaires et premières idées d'interprétation. Rapport de stage. ANVL pour Université Paris 6. 51 p.

MUSCHA M. J., ZIMMER K. D., BUTLER M. G. & HANSON M. A., 2001. A comparison of horizontally and vertically deployed aquatic invertebrate activity traps. Wetlands 21: 301–307.

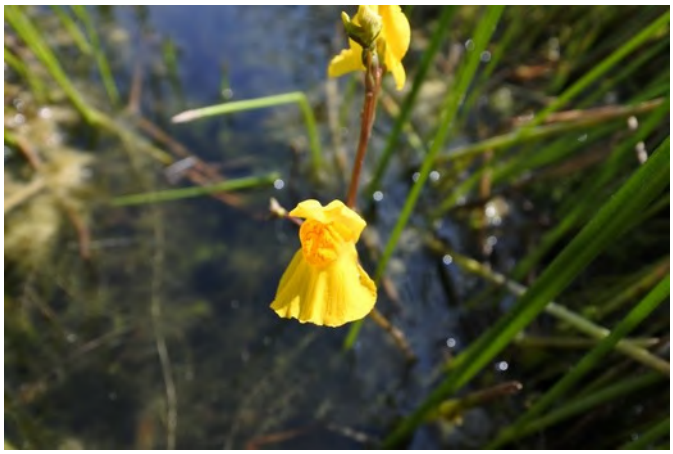
SCHER O., 2005. Les bassins d'eau pluviale autoroutiers en région méditerranéenne : fonctionnement et biodiversité. Évaluation de l'impact de la pollution routière sur les communautés animales aquatiques. Rapport de thèse. Université de Provence, Marseille. 297p.

TACHET H., RICHOUX P., BOURNAUD M. & USSEGLIO-POLATERA P., 2000. Invertébrés d'eau douce : systématique, biologie, écologie. CNRS Editions. 588p.

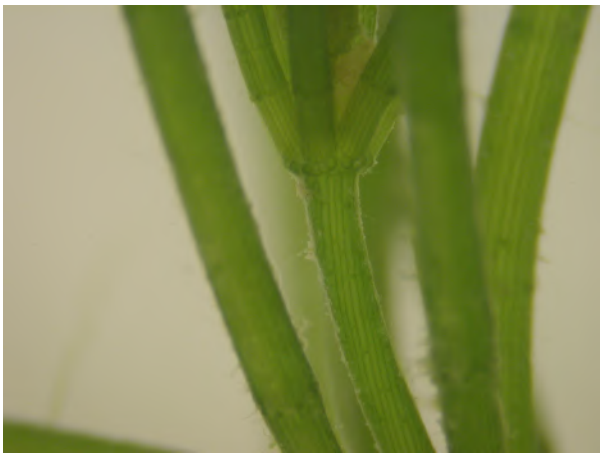
VÉGÉTAUX AQUATIQUES

Ce protocole ne concerne que les sites comportant des zones en eau.

Les végétaux aquatiques sont de bons indicateurs de la qualité de l'eau car ils ont une importante capacité d'intégration des conditions environnementales : présence de métaux lourds, d'herbicides, turbidité, changement d'habitat, variation du niveau de l'eau… Ils ont également l'avantage d'être à la fois en contact avec les sédiments et l'eau. De plus, les végétaux de la frange littorale sont en contact direct avec les pollutions aquatiques d'origine anthropique, pollutions qui peuvent passer inaperçues à travers de simples analyses d'eau. Enfin, comme les végétaux terrestres, ils structurent les habitats et ce sont des zones de refuge, d'alimentation et de reproduction pour une grosse partie de la faune aquatique.
Plus particulièrement, les characés sont des végétaux pionniers qui colonisent rapidement les nouveaux milieux, notamment ceux venant de subir des perturbations tels que les carrières. Ils ont un avantage compétitif en eaux profondes à faible intensité lumineuse. En effet, contrairement aux phanérogames classiques, on peut les trouver jusqu'à 10 m de profondeur.



Utricularia vulgaris © M. Parisot



Chara globularis © Chr. Parisot

MÉTHODE

Le protocole de suivi des végétaux aquatiques se décline en deux phases afin d'échantillonner à la fois les espèces présentes à très faible profondeur, sur la zone littorale des plans d'eau, et celles pouvant coloniser les zones légèrement plus profondes :

1. Recensement dans des quadrats à faible profondeur.
2. Échantillonnage standardisé par prélèvement avec une pince râteau à profondeur plus élevée
La surface des relevés est standardisée et assure une bonne exploitation des résultats. Ils n'ont par pour but de viser l'exhaustivité, mais permettent d'avoir une idée de la végétation hydrophyte présente sur le site.

COMMENT ?

1. Recensement dans des **quadrats à faible profondeur** : un relevé du coefficient d'abondance des différentes espèces présentes est effectué dans des quadrats d'1 m² placés entre 20 et 50 cm de profondeur, à proximité de la berge. Cette technique est couramment employée, notamment dans une étude de Pont (1999).

Classes d'abondance :

+	< 1 %
1	1 à 5 %
2	6 à 25 %
3	26 à 50 %
4	51 à 75 %
5	> 75 %

De façon à rendre compatibles les analyses des deux types de données et leur comparaison en fonction de la profondeur, les quadrats à faible profondeur font également l'objet d'un relevé de la présence/absence des espèces sur la moitié de leur surface, représentant ainsi une surface équivalente au prélèvement par les rateaux (0.5x1m).

2. Échantillonnage par **prélèvement avec une pince râteau à profondeur plus élevée** : les végétaux présents à 1 m de profondeur seront échantillonnés par des relevés ponctuels à l'aide d'une technique de prélèvement utilisant deux râteaux assemblés en pince (d'après Rodusky et al. 2005). Les deux râteaux sont éventuellement prolongés par des tubes PVC permettant d'augmenter leur longueur et ils sont fixés ensemble grâce à une tige filetée et un écrou. Une chaînette limitant l'écartement des râteaux permet de fixer la surface de prélèvement à 0.5x1 m.

Voir ***annexe 8***

OÙ ?

1. Sur les cinq points **Berge**, entre 20 et 50 cm de profondeur, à proximité immédiate de la berge.
2. Sur les cinq points **Berge**, à 1 m de profondeur (même emplacement que les pièges à Invertébrés aquatiques).

QUAND ?

La période de relevé doit se situer entre **juillet et août**.

IDENTIFICATION ET RÉSULTATS

Les végétaux doivent être, dans la mesure du possible, identifiés sur place mais pourront être éventuellement conservés dans de l'alcool à 70° si l'identification doit se faire ultérieurement. On obtient ainsi les coefficients d'abondance des différentes espèces pour les relevés à faible profondeur et la présence des espèces pour les prélèvements plus profonds.

RÉFÉRENCES ET OUVRAGES CONSEILLÉS

PONT B., FATON J.-M. & PISSAVIN S., 1999. Protocole de suivi à long terme des peuplements de macrophytes aquatiques et d'Odonates comme descripteurs de fonctionnement des hydrosystèmes. Réserves naturelles de France, 33 pp.

RODUSKY A. J., SHARFSTEIN B., EAST T. L. & MAKI R. P., 2005. A comparison of three methods to collect submerged aquatic vegetation in a shallow lake. Environmental Monitoring and Assessment 110 : 87-97.

MOORE J. A., 1986. Charophytes of Great Britain and Ireland. B.S.B.I. Handbook No. 5, London. 142 p.

Documents rédigés sur le programme ROSELIERE

CSABAI E., 2013. Etude de l'influence du contexte environnemental et paysager sur la biodiversité des carrières de la Bassée. ANVL (encadrement M. PARISOT-LAPRUN) pour Université Joseph Fourier, Grenoble, 92 p.

GRISON A., 2011. Analyse de facteurs influençant la diversité écologique des carrières de la Bassée. ANVL (encadrement M. LAPRUN) pour Université de Poitiers, 87 p.

JOSSERAND O., 2014. Analyse de l'influence du paysage et de l'environnement sur la biodiversité des carrières de la Bassée. ANVL (encadrement M. PARISOT-LAPRUN) pour Université Paris XI, 54 p.

KERBIRIOU C., PARISOT-LAPRUN M. & JULIEN J.-F., 2018. Potential of restoration of gravel-sand pits for Bats. Ecological Engineering 110 (2018) 137-145.

LAPRUN M., 2013. Bilan 2011-2012 du réseau d'observations naturalistes des carrières alluvionnaires. ANVL pour UNICEM IDF et UNPG, 63 p.

LAPRUN M., 2012. ROSELIERE : un programme pour suivre la biodiversité en carrière. UNICEM Magazine n°762, 54.

LAPRUN M., 2012. Recueil de protocoles du programme ROSELIERE : suivi scientifique standardisé de la biodiversité en carrière. Version 3. ANVL pour UNICEM IDF et UNPG, 54 p.

LAPRUN M., 2010. Proposition de protocoles de suivi scientifique standardisé de la biodiversité en carrière : guide d'application du projet ROSELIERE. ANVL pour UNICEM IDF et UNPG, 52 p.

LAPRUN M., 2010. Bilan 2009-2010 du réseau d'observations naturalistes des carrières alluvionnaires. ANVL pour UNICEM IDF et UNPG, 75 p.

LAPRUN M., 2008. Mise en place d'un protocole de suivi standardisé des invertébrés aquatiques sur douze carrières alluvionnaires et premières idées d'interprétation. ANVL (encadrement Chr. PARISOT) pour Université Pierre & Marie Curie, 54p.

LAPRUN M., 2012. ROSELIERE : un programme de suivi de la biodiversité en carrière. Revue Liaison n° 145, 8.

MESPOULHE M., 2010. Comparaison de différentes méthodes d'échantillonnage pour les odonates. ANVL (encadrement M. LAPRUN) pour Université Orléans, 38 p.

MOREAU J. & BOUE A., 2011. Vers des indicateurs de biodiversité des carrières. L'OISEAU magazine n°103, 16-18.

ORABI P., 2009. Cartographie de la biodiversité. L'OISEAU magazine n°94, 13.

PARISOT-LAPRUN M., 2013. Un outil de suivi de la biodiversité des carrières – Le programme ROSELIERE. Le Courrier de la Nature n° 279, 27-33.

PARISOT-LAPRUN M., 2015. Bilan 2013-2014 du réseau d'observations naturalistes des carrières alluvionnaires. ANVL pour UNICEM IDF et UNPG, 59 p.

PARISOT-LAPRUN M. & KERBIRIOU C., 2015. Activité chiroptérologique en carrière : analyse et comparaison. Revue scientifique Bourgogne-Nature – 21/22-2015, 335-347.

PARISOT-LAPRUN M., MOREAU J. & BASTIAN E., 2019. Le programme ROSELIERE : un outil utilisé par Cemex pour suivre la biodiversité de ses carrières. L'OISEAU magazine n°134, 24-25.

TUPHILE H. & LAPRUN M., 2010. Manuel d'utilisation du logiciel Syrinx. ANVL pour UNICEM IDF et UNPG, 9p.

TUPHILE H., 2011. Inventaire de la malacofaune de carrières alluvionnaires et analyse de leur répartition en fonction des paramètres physico-écologiques. ANVL (encadrement M. LAPRUN) pour IBEA, UCO Angers, 62 p.

ZUCCA M., 2006. Mise en place d'un suivi standardisé de la faune et de la flore des carrières de la Bassée seine-et-marnaise. Rapport de stage. ANVL (encadrement Chr. PARISOT) pour Université Paris 6, 51p.

Poster présenté en 2016 lors du colloque « Réparer la nature ? L'exemple des milieux humides » : Le programme ROSELIERE : outil de suivi du réaménagement des carrières, notamment en zones humides

ANNEXES

Annexe 1 : Fiche type de relevé
Annexe 1 bis : Typologie pour le relevé des conditions météorologiques
Annexe 2 : Fiches de Relevé oiseaux nicheurs diurnes (inspirées de la fiche STOC EPS)
Annexe 3 : Fiche type de détermination pour les invertébrés aquatiques
Annexe 4 : Schéma d'une nasse à urodèles
Annexe 5 : Précisions concernant l'identification des ultrasons de chiroptères
Annexe 6 : Pots pièges pour les carabes et araignées
Annexe 7 : Détails du protocole invertébrés aquatiques
Annexe 8 : Schéma de la pince râteau
Annexe 9 : Matériel nécessaire aux différents suivis
Annexe 10 : Calendrier récapitulatif des suivis et couplage éventuel des protocoles
Annexe 11 : Fiche sécurité
Annexe 12 : Estimation du nombre de jours mis en oeuvre pour l'application des protocoles (à titre indicatif)

Annexe 1 : Fiche type de relevé

Nom du site :
Nom de l'observateur :
Date :
Température : Vent : Couverture nuageuse :

Espèce	**Effectif**	**Point / Transect**	**Remarque**

Annexe 1 bis : Typologie pour le relevé des conditions météorologiques

TEMPÉRATURE

à relever par tranche de 5° :

0-5°	10-15°	20-25°	30-35°
5-10°	15-20°	25-30°	>35°

INTENSITÉ DU VENT

à relever selon la typologie ci-dessous (d'après la typologie du protocole SPOC du programme Vigie Nature) :

Modalité à relever	**Echelle de Beaufort**	**Vitesse du vent**	**Effet à terre**
Nul	0	< 1 km/h	Calme : la fumée monte verticalement
Faible	1 à 2	1 à 11 km/h	Très légère brise à légère brise : la fumée indique la direction du vent, on sent le vent sur la figure, les feuilles bougent
Moyen	3 à 4	12 à 28 km/h	Petite brise à jolie brise : les drapeaux flottent bien, les feuilles sont sans cesse en mouvement, les poussières s'envolent, les petites branches plient
Fort	5 et plus	> 28 km/h	Bonne brise : les sommets des arbres sont agités

COUVERTURE NUAGEUSE

à relever en pourcentage de couverture :

0-25 %	25-50 %	50-75 %	75-100 %

Annexe 2 : Fiches de Relevé oiseaux nicheurs diurnes (inspirées de la fiche STOC EPS)

Fiche Relevé Oiseaux nicheurs diurnes

STOC (5 premières minutes) ☐ Suivi IPA (15 dernières minutes) ☐

Nom de l'observateur		Site		N° point	Date
Heure début	1ère ou 2ème session	Nuages	Pluie	Vent	Visibilité
Espèce	Distances de contact			Vol	Total
	< 25 m	25-100 m	> 100 m		
Non identifiée(s)					

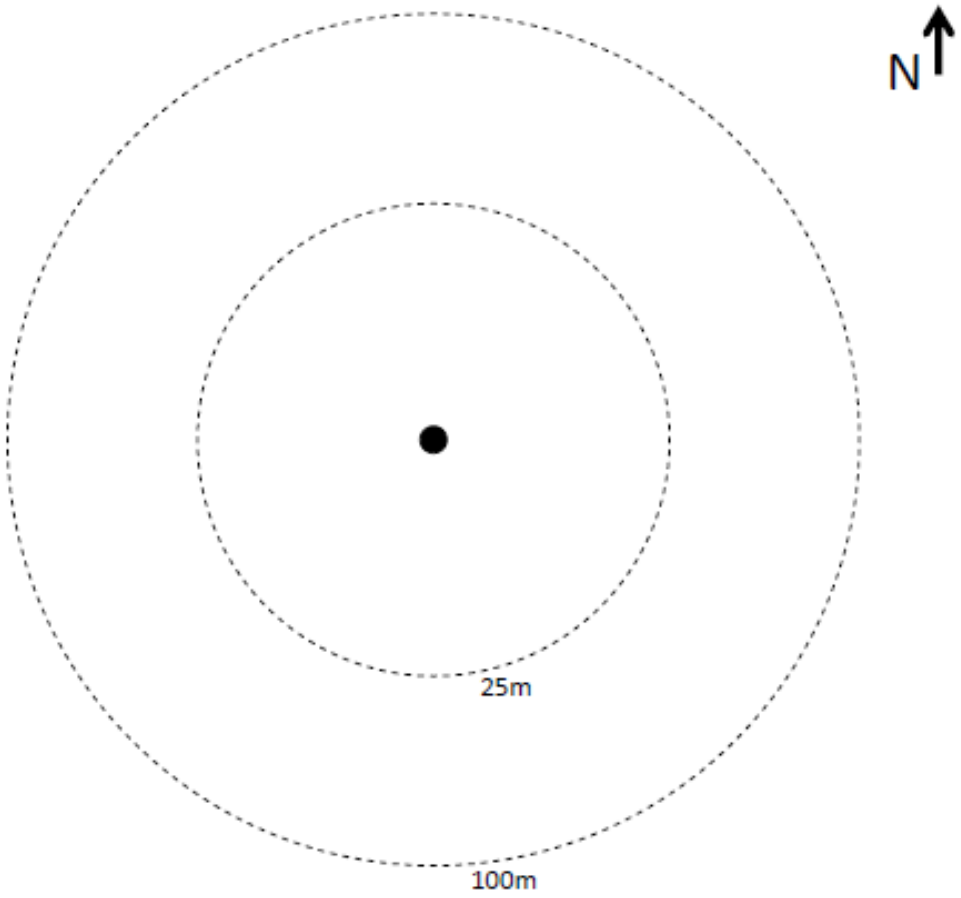
Représentation d'un point d'écoute pour noter les contacts

STOC (5 premières minutes) ☐ Suivi IPA (15 dernières minutes) ☐

Nom observateur : Date :

Nom du site : Heure début :

N° point : Météo :



Passage en vol :

Remarque : cette représentation peut être utilisée ou non, en sachant que l'évaluation des distances fait généralement l'objet d'une erreur importante. De plus, l'arrivée de l'observateur entraîne un écartement des oiseaux rendant le périmètre des 25 m très faible [Frochot, com. pers.]. Cette représentation est proposée par le STOC mais l'essentiel ici reste de bien estimer l'effectif total de chaque espèce.

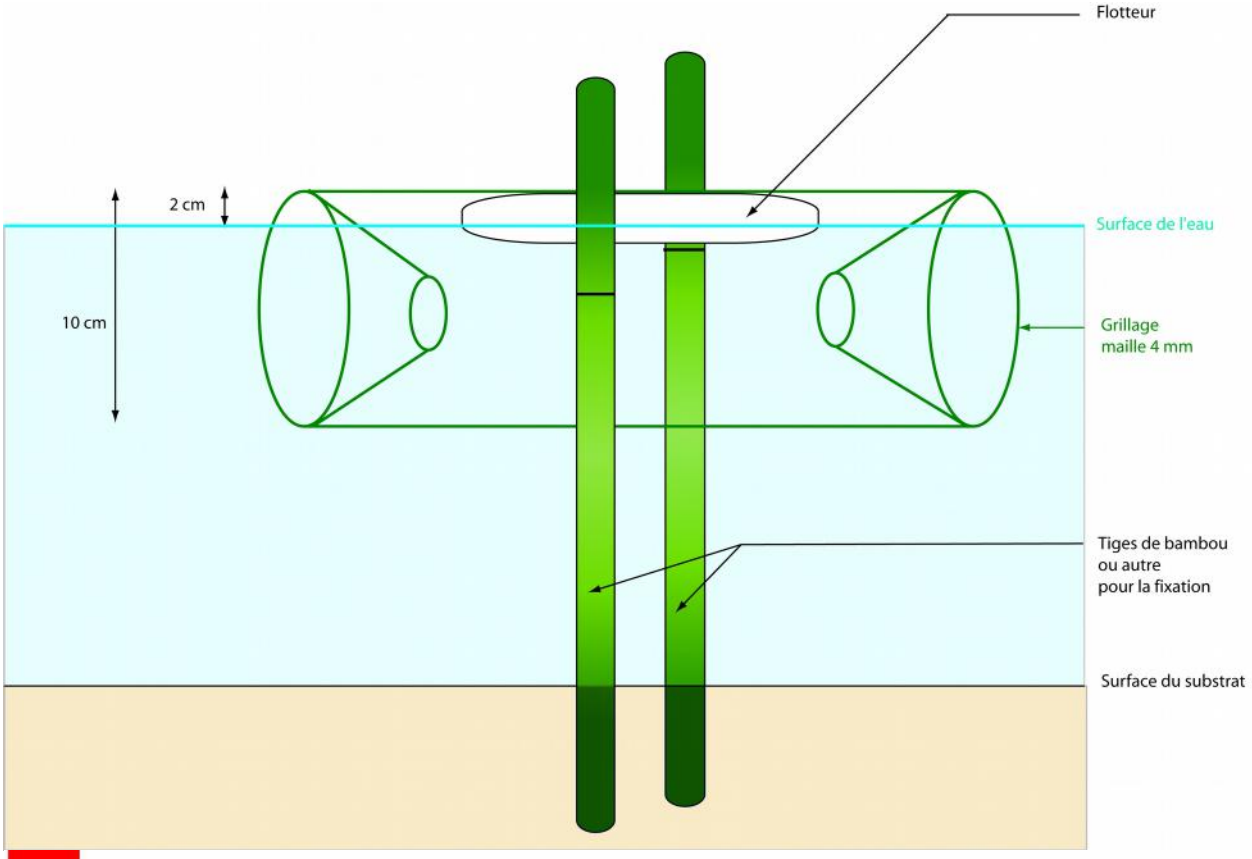
Annexe 3 : Fiche type de détermination pour les invertébrés aquatiques

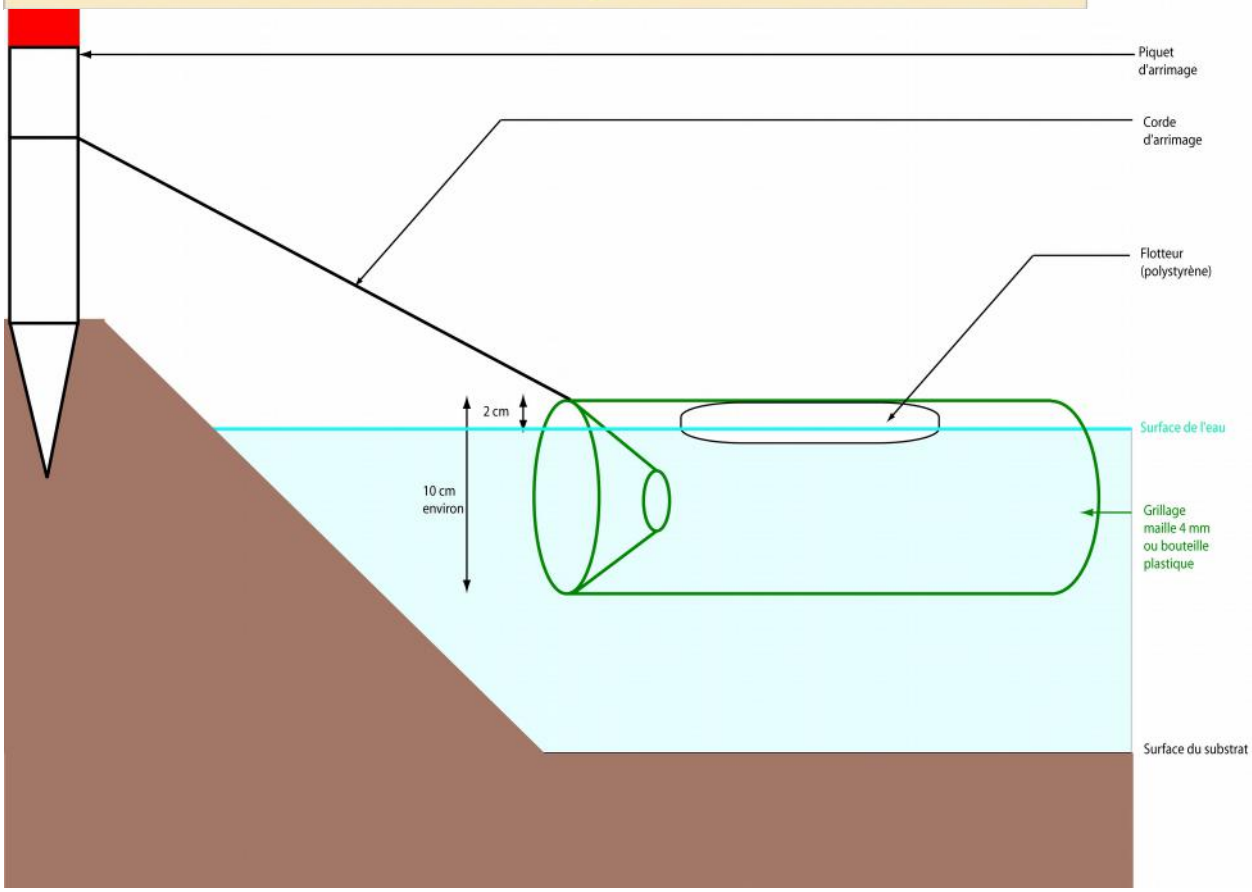
Nom du site :	Nom du déterminateur :
Date de pose des pièges :	Date de relève des pièges :

Classe	Ordre	Famille	Ss Famille	Genre	Espèce	Larve	Adulte	Exuvie	Nymphe	Point

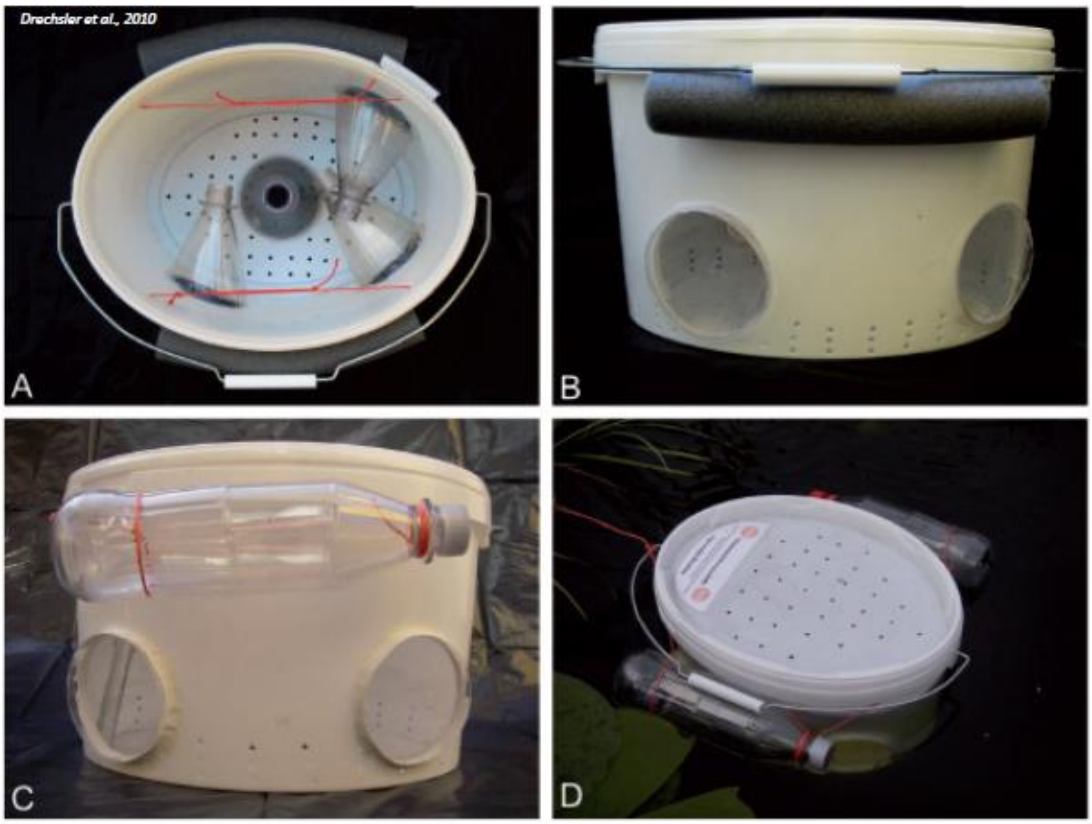
Annexe 4 : Schéma d'une nasse à urodèles

La nasse peut être construite à partir de grillage plastique vert (maille 4 mm, en forme de cylindre de 10 cm de diamètre) ou d'une bouteille plastique à gros goulot dont le haut a été sectionné et renversé vers l'intérieur pour former un entonnoir. L'utilisation d'une bouteille peut être plus simple à mettre en œuvre mais n'a pas été testée et impose de s'assurer de la stabilité du piège et du maintien d'une couche d'air pour la respiration des individus piégés.
La nasse doit être solidement fixée à des tiges de bambou qui seront bien ancrées dans le substrat ou à un piquet planté sur la berge par exemple, afin qu'elle reste bien en place et qu'il y ait toujours un minimum de 2 cm d'air libre à l'intérieur.





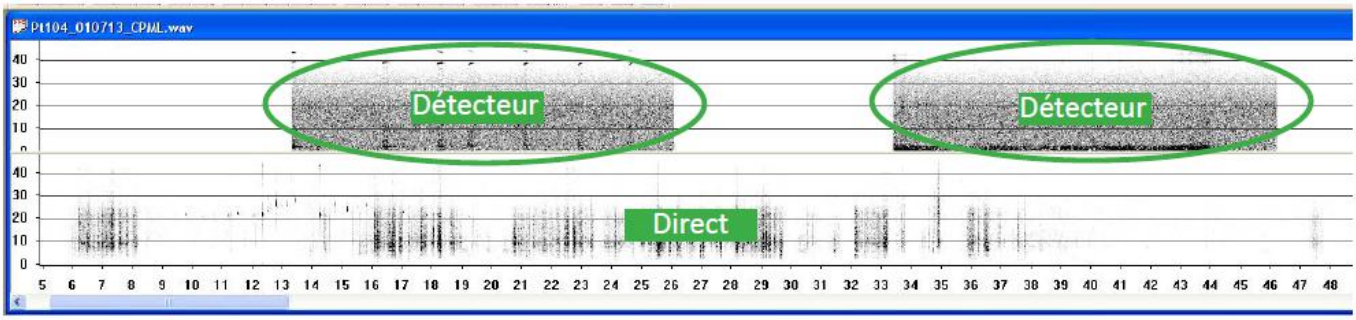
Un autre type de nasse peut être utilisé : il est constitué d'un seau dans lequel on pratique des ouvertures latérales et sur le fond et dans lesquelles sont insérés des entonnoirs découpés au sein de bouteilles plastiques. Des flotteurs sont fixés sur le seau, de façon à permettre le maintien d'une couche d'air à l'intérieur et un couvercle perforé permet de limiter l'accès aux éventuels prédateurs. Ce type de nasse est connu sous le nom d'« Ortmann's funnel trap », des illustrations le représentant sont indiquées ci-dessous (Drechsler et al., 2010). Ce système a fait ses preuves en termes de capture d'urodèles (S. Plancke, comm. pers.).



Annexe 5 : Précisions concernant l'identification des ultrasons de chiroptères

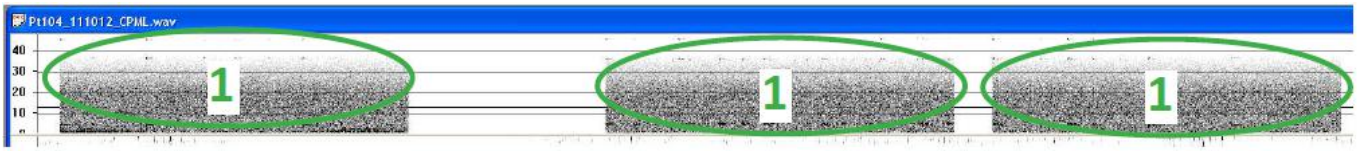
TYPE D'ENREGISTREMENT

La piste comportant les plages d'une durée d'1.2 sec correspond au déclenchement du détecteur (dont la détection est réglée sur un seuil d'intensité fixe). Elle doit être analysée en priorité car, indépendamment du type d'enregistreur utilisé, elle comporte des plages de cris généralement puissants et plus simples d'identification.
L'autre piste correspond à l'enregistrement en direct qui se fait en continu. Elle peut permettre de capter des sons qui n'ont pas permis le déclenchement du détecteur ou durant les instants de « surdité » du détecteur. C'est particulièrement le cas avec le Zoom H2 qui enregistre jusqu'à 48 kHz (24 pour l'Edirol), ce qui permet de contacter la majorité des espèces du territoire. Elle constitue donc une source de données supplémentaires non négligeable et pourra être analysée en complément de la piste détecteur.

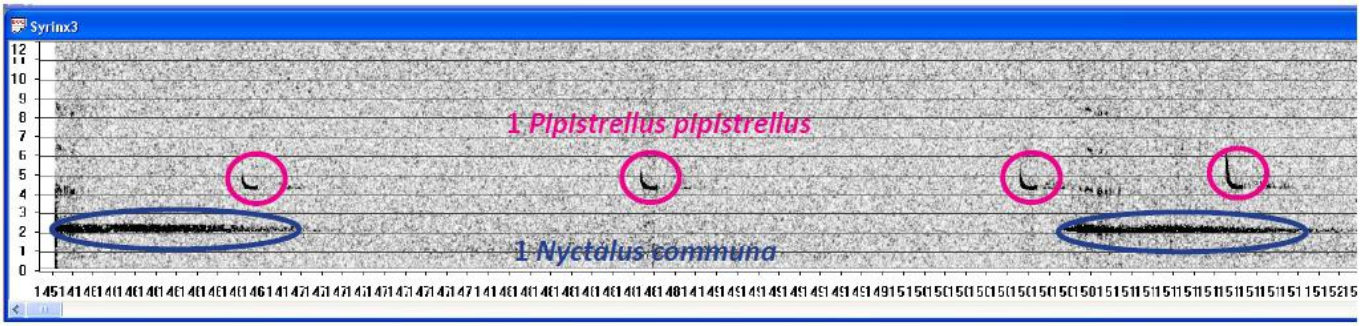


DÉNOMBREMENT DES INDIVIDUS SUR LA PISTE DÉTECTEUR

Si chaque plage a permis de détecter un individu, on compte bien un individu pour chacune des plages, y compris pour les plages très proches les unes des autres où l'on pourrait supposer qu'il s'agit d'un individu unique contacté à plusieurs reprises.



Dans le cas de plusieurs individus de deux espèces différentes sur une même plage, pas de souci particulier, on compte un individu pour chacune.

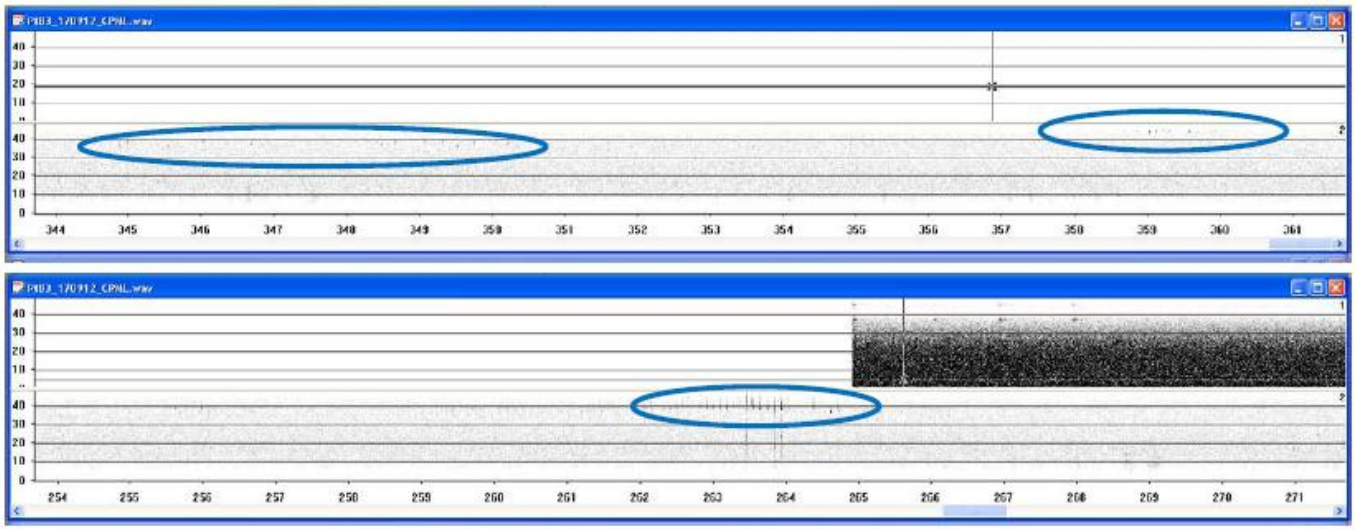


Dans le cas de plusieurs individus d'une même espèce sur une même plage, on compte un individu pour chaque série de cris discernable.

Dans le cas de plages comportant des cris sociaux, le dénombrement des individus est laissé à la libre appréciation du déterminateur étant donné que les situations peuvent être assez variables (cris sociaux seuls ou accompagnés de cris d'écholocation).

IDENTIFICATION DE LA PISTE DIRECT

Le dénombrement des individus sur cette piste est plus complexe que sur la piste du détecteur car il est parfois difficile de savoir quand une plage de cris s'arrête (en cas par exemple d'éloignement puis de rapprochement d'un individu avec baisse de l'intensité des cris). Il est donc proposé de ne noter les espèces identifiées sur cette plage qu'en termes de présence/absence.



INFORMATIONS COMPLÉMENTAIRES

La présence de cris sociaux ou de buzz (phase d'approche d'une proie) pourra être signalée à titre d'information lors de la saisie des résultats. Cette information apporte en effet des éléments sur le comportement de l'espèce.
Le son à l'origine du déclenchement du détecteur pourra également être précisé en information facultative (chiroptères, bruit ou orthoptères).

BILAN ET SAISIE DES RÉSULTATS

Une fois l'analyse réalisée pour chaque enregistrement de 6 minutes et pour chaque passage, le bilan des données collectées est réalisé.

Pour chaque point et chaque passage, la somme des effectifs de chaque espèce contactée via le détecteur est calculée et la liste des espèces contactées en direct est dressée. En principe, la liste en direct doit comporter a minima les espèces identifiées via le détecteur.

<u>Exemple pour un passage au niveau d'un point</u> :

Plage détecteur 1 : 1 *Pipistrellus pipistrellus*
Plage détecteur 2 : 2 *Pipistrellus pipistrellus*, 1 *Nyctalus noctula*
Plage détecteur 3 : 1 *Pipistrellus pipistrellus* (cris sociaux)
Plage détecteur 4 : 1 *Pipistrellus pipistrellus, 1 Pipistrellus nathusii/kühlii*
Plage détecteur 5 : 1 *Nyctalus noctula*
Direct : *Pipistrellus pipistrellus, Myotis sp., Nyctalus noctula, Pipistrellus nathusius/kühlii, Pipistrellus nathusii* (cris sociaux)

Bilan à saisir pour ce point et ce passage :

Pipistrellus pipistrellus : 5 via le détecteur (cris sociaux), présence en direct
Pipistrellus nathusius/kühlii : 1 via le détecteur, présence en direct
Nyctalus noctula : 2 via le détecteur, présence en direct
Pipistrellus nathusii : présence en direct (cris sociaux)
Myotis sp. : présence en direct

Annexe 6 : Pots pièges pour les carabes et araignées

MODÈLE DE POTS

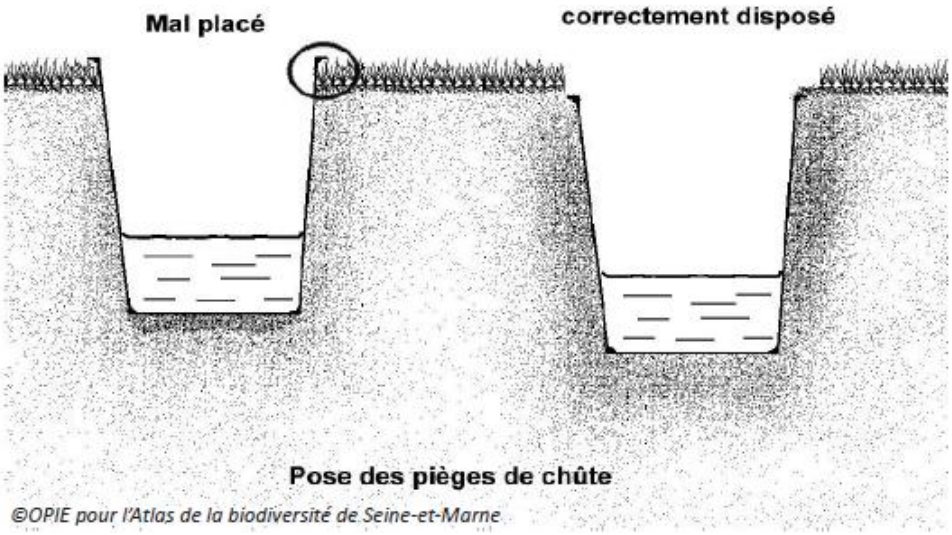
Gamme Unipack BCP 5012 ou 952, 520-555 ml, hauteur 114 mm, diamètre externe 95 mm, interne 85mm (http://www.pro-jet.fr/ catégorie pots inviolables)

SOLUTION CONSERVATRICE

Préparer une bouteille d'un volume égal à 1,5 litre avec environ 300 grammes de gros sel puis compléter avec de l'eau. On verse entre 80 et 100 ml dans le fond du pot et on y ajoute un peu de Typol (agent mouillant neutre type liquide vaisselle sans odeur).

MISE EN PLACE DU PIÈGE

Creuser un trou à l'aide d'une tarière ou d'une petite pelle. Ce trou doit être assez large et assez profond pour recevoir un pot. Une fois le trou creusé, le pot est installé dedans et le pourtour est reterrassé pour bien égaliser la terre et ne pas former d'obstacles vis à vis des insectes. Le temps de mettre en place le piège et d'aménager correctement son pourtour, un deuxième pot peut être placé à l'intérieur du premier afin d'éviter que de la terre tombe dedans.



PROTECTION CONTRE LA PLUIE

On propose par exemple de placer un « chapeau » planté sur un piquet ou encore un morceau d'écorce posé sur des cales.

Conservation et tri des échantillons

Une fois le délai de deux semaines de pose passé, les pots sont récupérés. Ils peuvent être conservés tels quels pendant quelques semaines au réfrigérateur ou congelés en attente de tri.

Une procédure est proposée pour le tri des échantillons : filtrer le contenu du pot dans une passoire à mailles suffisamment fines (1 mm maximum), le rincer en l'agitant doucement dans un récipient contenant de l'eau (ne pas rincer sous un jet d'eau pour éviter d'abîmer les individus), transvaser le contenu dans un bac à dissection avec un peu d'eau.

Inspecter minutieusement l'échantillon, récolter **TOUS** les individus, y compris les plus petits, et les trier en les séparant en trois groupes :

- coléoptères à conserver dans un pot rempli d'alcool à 70° ou à mettre en couche sur coton hydrophile ou papier absorbant,
- araignées et opilions à mettre dans un pot avec de l'alcool à 70°,
- autres à conserver éventuellement (cf. ci-dessous) dans un pot avec de l'alcool à 70°.

Une attention particulière doit être consacrée au choix des flacons qui doivent être **absolument hermétiques** et au choix du système de référencement (date, point, site, observateur) qui doit être pérenne dans le temps (utilisation de crayon à papier pour inscrire sur les étiquettes). Ces points éviteront les désagréments si les flacons doivent être stockés sur la durée ou transportés.

Si les couches doivent être envoyées à des spécialistes, les envelopper dans du papier journal avec l'ensemble des informations de référencement.

Détermination des échantillons et saisie des données

Coléoptères : seuls les carabes (Carabidae) sont identifiés à l'espèce. Les autres coléoptères pourront éventuellement être regroupés par famille. Les individus sont dénombrés (nombre d'individus par espèce de carabes et nombre d'autres coléoptères, ou éventuellement nombre par famille).

Araignées et Opilions : les individus sont identifiés autant que possible à l'espèce et dénombrés. Concernant les ***Pseudoscorpions***, ils seront identifiés à l'espèce si possible ou regroupés sous ce nom et dénombrés.

Deux options sont ensuite proposées pour le reste des individus :

Option 1. : pas de dénombrement des individus appartenant aux autres groupes. Cette option est bien sûr la moins coûteuse en temps tout en permettant la collecte des données essentielles au protocole (Carabes et Araignées).

Option 2. : dénombrement des individus appartenant aux autres groupes. Cette option est plus coûteuse en temps. Toutefois, elle permet de collecter d'autres informations accessoires au protocole qui pourront être valorisées et apporter une valeur ajoutée en termes d'analyse et de compréhension des caractéristiques de la faune du sol en carrières.

Aucune des deux options n'est imposée à l'heure actuelle mais l'option 2 est recommandée si les moyens humains le permettent.

Pour l'option 2., à défaut d'identification au niveau de l'espèce, les individus doivent être dénombrés ainsi :

Mollusques : utiliser les fiches de détermination issues de l'opération escargots pilotée par Noé conservation (cf. pages suivantes). Compter le nombre d'individus par morphotype

Autres : compter les individus en les regroupant par groupes/classes d'après la clé de détermination des invertébrés du sol (anonyme, cf. pages suivantes) : cloportes ; fourmis ; myriapodes : chilopodes lithobies, chilopodes géophiles, diplopodes gloméris, diplopodes iules, diplopodes polyxenus ; larves d'insectes ; oligochètes ; collemboles ; insectes ailés adultes.

Les escargots et les limaces de l'Observatoire

Opération Escargots

La taille représente la hauteur x le diamètre de la coquille pour les escargots, et la longueur pour les limaces. Les coquilles sont présentées de profil et de dessous.

Cochlostomes, *Cochlostoma* spp.
Taille : 5-16 x 2-7 mm.
Petite coquille conique, à ouverture bien ronde, généralement avec des stries fines. Les bords de l'ouverture sont très évasés chez les adultes. Présence d'un opercule bien visible lorsque l'animal se rétracte dans la coquille.

Élégante striée, *Pomatias elegans*
Taille : 15 x 10 mm.
Coquille moyenne, conique-ovoïde, réticulée (maillage régulier), aux tours bien arrondis et à l'ouverture ronde. Opercule bien visible. L'animal possède une sorte de trompe.

Ambrettes, *Succineidés*
Taille : 11-15 x 6-8 mm.
Coquille moyenne en forme de poire, fine et fragile, translucide, jaune à ambrée. Premiers tours réduits et ouverture très grande. L'animal ne peut pas rentrer entièrement dans sa coquille. Espèces de zones humides.

Maillots, *Chondrinidés / Lauriidés*
Taille : 3,5-14 x 1,5-4 mm.
Coquille de taille petite à moyenne, fusiforme, au sommet pointu. Chez la plupart des espèces, l'ouverture est garnie d'un ensemble complexe de dents et de plis. Souvent nombreux sur les rochers calcaires.

Clausilies, *Clausilidés*
Taille : 8-22 x 2-4 mm.
Coquille de taille petite à moyenne, fusiforme très allongée, toujours sénestre (ouverture à gauche). Brun sombre à ocre clair, parfois blanc. Ouverture petite et garnie de dents.

Bulime inverse, *Jaminia quadriens*
Taille : 12 x 4 mm.
Coquille de taille moyenne, fusiforme. Ressemble à la coquille des Maillots, mais avec l'ouverture à gauche lorsqu'on regarde la coquille de face (coquille sénestre). Ouverture à quatre dents bien visibles.

Bulime zébré, *Zebrina detrita*
Taille : 18 x 10 mm.
Coquille épaisse, de taille moyenne, ovoïde. Blanchâtre avec des zébrures brunâtres.

Bulime tronqué, *Rumina decollata*
Taille : 30 x 12 mm.
Coquille de grande taille, allongée, présentant la caractéristique unique d'avoir le sommet tronqué (le sommet des coquilles est cassé chez les adultes).

Troque élégante, *Trochoidea elegans*
Taille : 7 x 9 mm.
Coquille conique petite à moyenne, plate dessous. Enroulement serré, souvent avec une bande spirale sombre. Ouverture aplatie, avec une encoche à la périphérie.

Soucoupe commune, *Helicigona lapicida*
Taille : 8 x 15 mm.
Grande coquille aplatie, à périphérie fortement anguleuse, ayant un aspect de soucoupe volante.

Muséum national d'Histoire naturelle — Noé Conservation

www.noeconservation.org

Hélice des bois, *Arianta arbustorum*
Taille : 16 x 21 mm.
Grande coquille globuleuse, brune, souvent avec une bande spirale plus sombre, d'aspect luisant. Petites taches irrégulières plus claires. Animal de couleur variable, noir à brun clair.

Escargot turc, *Helix lucorum*
Taille : 45 x 35 mm.
Grande coquille globuleuse, avec des stries brunes irrégulières.

Hélice tapada, *Helix melanostoma*
Taille : 31 x 31 mm.
Grande coquille globuleuse, ouverture bordée à l'intérieur de brun très sombre. Se rencontre dans les milieux agricoles ensoleillés.

Hélice grimace, *Isognomostoma isognomostomos*
Taille : 6 x 9 mm.
Coquille globuleuse, couverte de longs poils. Ouverture presque fermée par trois gros épaississements blancs.

Hélicelles, *Hygromiidés*
Taille : 3-19 x 5-25 mm.
Petites coquilles blanches, ovoïdes, globuleuses à aplaties. Souvent des ornementations brunâtres : bandes spirales, taches régulières et stries. Ombilic bien ouvert. Milieux secs.

Caragouille rosée, *Theba pisana*
Taille : 15 x 19 mm.
Coquille globuleuse de taille moyenne. Ouverture elliptique, souvent bordée de rose. Coquille variable, blanche ou rousse, unie ou présentant des dessins variés. Ombilic très petit, partiellement obturé. Souvent en grappes sur les tiges des plantes.

Boutons, *Discus* spp.
Taille : 3 x 6 mm.
Petite coquille nettement discoïde, à l'ombilic très large, à périphérie anguleuse. Coquille brun clair, généralement avec des marbrures rougeâtres. Côtes bien visibles. Présent sous les pierres, sous le bois morts.

Escargot des haies, des jardins, des forêts, *Cepaea nemoralis , hortensis, sylvatica*
Taille : 14-18 x 18-23 mm.
Grande coquille globuleuse, aspect très varié : jaune, rose, brune, avec ou sans bandes spirales plus ou moins larges. Jamais de dessins irréguliers (marbrures). Aspect lisse, parfois brillant. Périphérie interne de l'ouverture noire (escargot des haies) ou blanche (escargot des jardins, escargot des forêts).

Escargot mourguéta, *Eobania vermiculata*
Taille : 21 x 26 mm.
Coquille très solide, globuleuse, sans ombilic, présentant des dessins variés, avec ou sans bandes spirales. Ouverture «tombante» aux bords nettement évasés.

Luisants, *Oxychilus spp / Morlina glabra / Mediterranea spp*
Taille : 3-8 x 6-16 mm.
Coquille de taille moyenne, aplatie, à ombilic petit ou moyen, très lisse, luisante, fine et translucide (mais blanche et opaque après la mort de l'animal). Périphérie arrondie. Animal souvent bleuâtre.

Zonite peson, *Zonites algirus*
Taille : 22 x 35 mm.
Très grande coquille globuleuse aplatie, à ombilic marqué. Périphérie arrondie. Pas de confusion possible.

Veloutées, *Trochulus* spp.
Taille : 4-9 x 5-14 mm.
Coquilles brunâtres, de taille moyenne, à ombilic bien marqué. Remarquables par la présence de poils sur la coquille, qui sont généralement absents sur les coquilles anciennes.

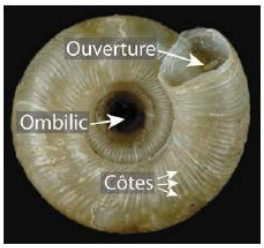
Veloutée plane, *Helicodonta obvoluta*
Taille : 6 x 13 mm.
Coquille discoïde de taille moyenne, à face supérieure légèrement concave. Ouverture triangulaire munie d'épaississements. Coquille couverte de poils lorsque l'animal est vivant (ils disparaissent parfois lorsque l'animal est âgé).

Escargot de Quimper, *Elona quimperiana*
Taille : 11 x 25 mm.
Coquille discoïde de taille moyenne, à périphérie arrondie, brun marbrée de noir lorsque l'animal est vivant. Face supérieure de la coquille légèrement concave. Ouverture arrondie, sans dent. Pas de confusion possible.

Petit-gris, *Cornu aspersum*
Taille : 30 x 35 mm.
Grande coquille globuleuse. Proche de l'escargot de Bourgogne, mais dessin caractéristique (flammules) : bandes sombres larges interrompues par des fines zébrures claires.

Escargot de Bourgogne, *Helix pomatia*
Taille : 40 x 41 mm.
Très grande coquille globuleuse, épaisse, blanc crème à brun avec des stries. Coquille unie ou avec des bandes spirales très larges, parfois indistinctes.

coquille senestre — coquille dextre



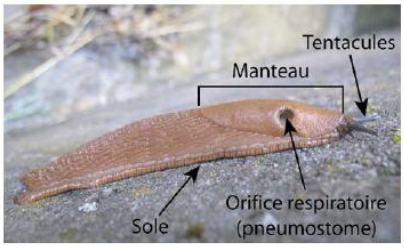
Grandes limaces, *Limax maximus / Limax cinereoniger*
Taille : 10-20 cm.
Grandes limaces gris-brun avec des taches noirs plus ou moins continues, pouvant former des bandes longitudinales sur le corps. Manteau tacheté. Ne se rétractent pas en demi-sphère. Orifice respiratoire en arrière du milieu du manteau.

Grande Loche (forme rouge), *Arion rufus*
Taille : 10-15 cm.
Grande limace, se rétractant en demi-sphère lorsqu'elle est dérangée. Orange à rouge brique. Orifice respiratoire en avant du milieu du manteau. Très commune.

Grande Loche (forme noire), *Arion rufus*
Taille : 10-15 cm.
Grande limace, se rétractant en demi-sphère lorsqu'elle est dérangée. Gris sombre à noire. Orifice respiratoire en avant du milieu du manteau. Très commune.

Limace des caves, *Limacus flavus*
Taille : 7-10 cm.
Limace jaune tachetée de gris pale, tentacules bleu pâle. Sole blanc jaunâtre, mucus jaune.

Autres limaces, *Deroceras* spp. / *Milax* spp. *etc.*
Taille : <10 cm
Toutes les limaces ne correspondant pas aux descriptions de la limace léopard, de la limace des caves ou de la grande loche.



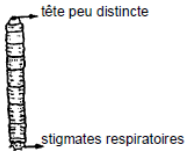
Photos : Benoît Fontaine, Olivier Gargomiry, Vincent Prié, Alexis Rondeau, Olivier Roques, Christophe Bernier

CLE DE DETERMINATION DES INVERTEBRES DU SOL

Corps segmenté

Corps non segmenté

Corps segmenté, pourvu d'appendices articulés



Corps segmenté, sans appendice articulé

Corps apparemment non segmenté, mais pourvu d'appendices articulés

1.
- Corps segmenté (entièrement ou en partie). Segmentation parfois visible uniquement ventralement. **2**
- Corps non segmenté. **4**

2.
- Corps segmenté et pourvu d'appendices articulés (au moins 3 paires d'appendices articulés). 7
- Corps segmenté, sans appendice articulé. **3**

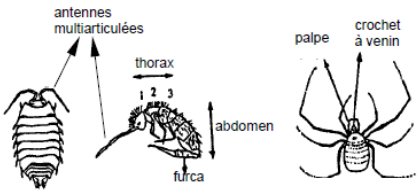
3.
- Un grand nombre de segments (au moins 20). Chaque segment porte latéralement des soies courtes visibles à la loupe ou au binoculaire. ..... **Vers annelés, Oligochètes**
- Corps formé d'un petit nombre de segments (moins de 20). Tête distincte ou non, parfois enfoncée à l'intérieur du corps. ..... **Larves d'insectes (larves de diptères)**

4.
- Corps non segmenté et pas d'appendices articulés. **5**
- Corps apparemment non segmenté, mais pourvu d'appendices articulés. **17**

5.
- Animal au corps filiforme de 2 à 5 mm. ..... **Vers ronds du sol ou Anguillules**
- Animal au corps massif, rampant sur la face ventrale, muscle formant le pied. Tête munie de tentacules. Coquille calcaire présente ou non. **6**

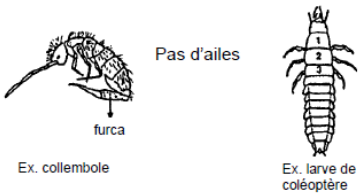
6.
- Coquille calcaire spiralée. Orifice respiratoire s'ouvrant et se refermant pour amener l'air dans le poumon. ..... **Mollusques, Gastéropodes pulmonés (Escargots)**
- Pas de coquille calcaire spiralée. Orifice respiratoire s'ouvrant et se refermant pour amener l'air dans le poumon. ..... **Mollusques, Gastéropodes pulmonés (Limaces)**

7.
- Plus de 12 paires de pattes articulées. **12**
- Moins de 12 paires de pattes articulées. **8**



8.
- Tête pourvue d'antennes multiarticulées (parfois petites). **9**
- Pas d'antennes, mais des crochets à venin, à l'avant du corps. **15**

9.
- 7 paires de pattes locomotrices. Thorax de 7 segments. Abdomen court, formé de segments étroits, portant des pattes rabattues sur la face ventrale. ..... **Crustacés terrestres (Cloportes)**
- 3 paires de pattes locomotrices. Thorax en principe de trois segments (visibles sur la face ventrale). Ailes fixées sur le thorax, présentes ou non. Abdomen segmenté. **10**

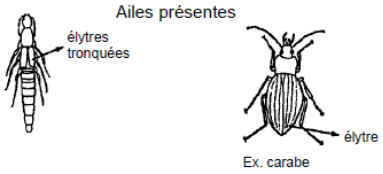


Ex. collembole

Ex. larve de coléoptère

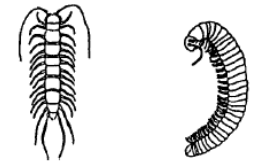
10.
- Pas d'ailes. **11**
- Ailes présentes (1 ou 2 paires), parfois ailes de la première paire durcies en élytres recouvrant entièrement ou en partie l'abdomen. ..... **Insectes ailés**

11.
- Petit insecte (1-5 mm), sauteur. Antennes de 4 articles. A l'extrémité de l'abdomen, un organe de saut (furca). ..... **Insectes non ailés (Collemboles)**
- Animal sans aile parce qu'à l'état larvaire. Tête distincte portant des yeux, des antennes courtes, parfois des mâchoires et des mandibules. ..... **Larves d'insectes ailés**



Ex. carabe

12.
- Une paire de pattes par segment. **13**
- Deux paires de pattes par segment. **14**



Ex. lithobie

1 paire de pattes par segment

Ex. iule

2 paires de pattes par segment

13.
- Corps relativement court, formé de segments alternativement longs et courts. 15 paires de pattes. Pattes du premier segment formant des crochets à venin. ..... **Myriapodes, Chilopodes (Lithobies)**
- Corps long et mince, formé de nombreux segments. 25 paires de pattes. ..... **Myriapodes, Chilopodes (Géophiles)**

14. ♦ Corps court et trapu, comprenant 12 segments. Animal capable de se rouler en boule. ..... **Myriapode, Diplopode (Gloméris)**

♦ Corps long et cylindrique de plus de 30 segments. Animal capable de se rouler en boule. .....**Myriapode, Diplopode (Iule)**

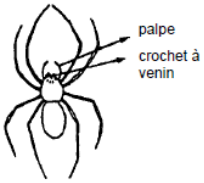
♦ Corps long, formé de 20 segments avec prolongements latéraux sculptés. ..... **Myriapodes, Diplopodes (Polyxenus)**

15. ♦ Corps en une partie, portant 4 paires de pattes locomotrices, abdomen segmenté..... **16**

♦ Corps en 1 ou 2 parties, abdomen non segmenté, 4 paires de pattes locomotrices. **17**

16. ♦ Animal aux longues pattes grêles et fragiles (4 paires), possédant à l'avant: des yeux, des palpes courts et des chélicères..... **Arachnides (Opilions ou Faucheux)**

♦ Petit animal de 4 à 5 mm de long, à l'aspect de scorpion, à cause de ses grandes palpes préhensiles terminées par des pinces. Abdomen distinct, segmenté.....**Arachnides (Pseudoscorpions)**



17. ♦ Corps en 2 parties distinctes. La première partie porte des yeux, des crochets à venin, des palpes et 4 paires de pattes locomotrices. La seconde partie du corps, ou abdomen, porte des glandes à soie. .....**Arachnides (Araignées)**

♦ Corps en 1 ou 2 parties, portant 4 paires de pattes locomotrices. Très petit animal de 5 mm maximum. .....**Arachnides (Acariens)**

Annexe 7 : Détails du protocole invertébrés aquatiques

Fabrication des nasses bouteilles

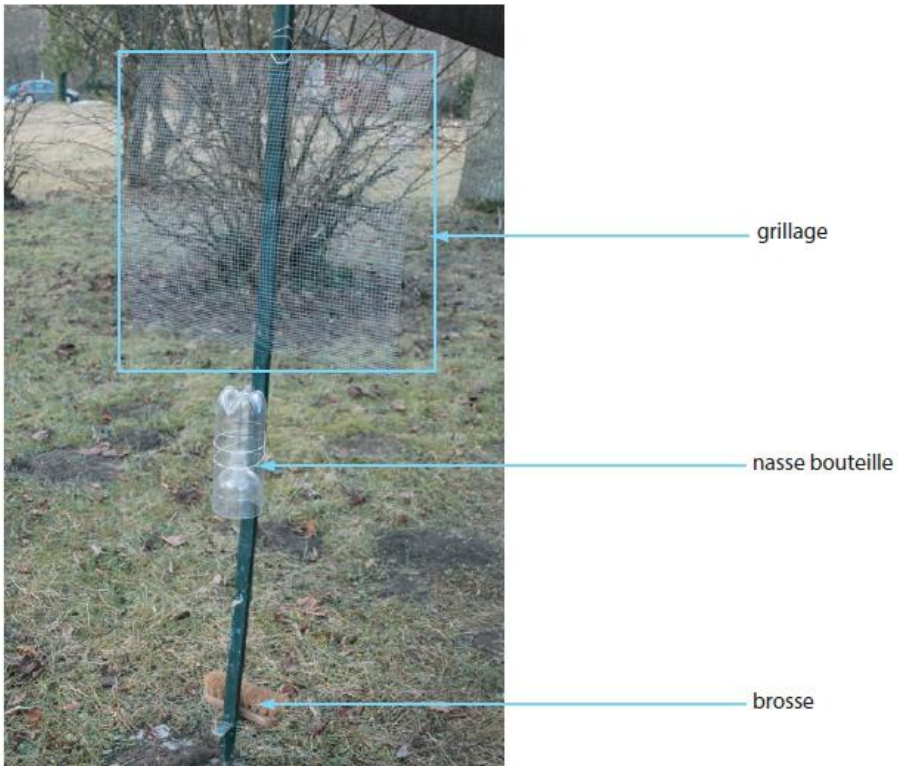
Sectionner une bouteille (type bouteille de soda) translucide d'1.5 l au niveau de son tiers supérieur et renverser cette partie à l'intérieur de la bouteille pour former un entonnoir. Celui-ci pourra être fixé au reste de la bouteille en perçant les deux parties et en passant un fil de fer à travers (il faudra toutefois s'assurer de ne pas laisser de jour entre la bouteille et l'entonnoir). Il pourra être utile de percer le fond des bouteilles de trous de très faible diamètre (utiliser par exemple une épingle chauffée) pour faciliter la mise à l'eau et la vidange lors de la récupération des bouteilles.

Substrats artificiels et grillage

Une brosse en chiendent et une brique creuse constituent les substrats artificiels. Ces deux parties peuvent être aisément trouvées dans le commerce. On pourra fixer une ficelle munie d'un bouchon flotteur aux briques afin de faciliter leur repérage une fois sous l'eau.
D'autre part, un grillage de 50x50 cm, maille 6.4 mm est utilisé pour l'échantillonnage des exuvies d'odonates.

Fixation des éléments

Pour faciliter le transport, la pose et la relève des pièges, la bouteille, le grillage et la brosse sont fixés sur un piquet de clôture électrique, grâce aux crochets dont il est muni, à l'aide de bracelets élastiques ou colliers plastiques (à préférer pour la fixation exposée au soleil en partie haute du grillage). La brosse est fixée au pied du piquet, de façon à ce qu'elle soit posée sur le substrat, le grillage est placé entre 75 cm et 1m25 de haut pour qu'il soit à moitié immergé, et la bouteille est accrochée, ouverture vers le bas, à environ 60 cm de haut. L'utilisation de bracelets élastiques facilite grandement l'installation et la relève des pièges car ils sont peu coûteux et se retirent facilement. Par cette technique, l'ensemble du système de piégeage constitue un outil compact et facile à transporter et à installer. En ce qui concerne la brique, elle sera placée à proximité du piège à faible profondeur afin de pouvoir la retrouver aisément.



Relève des pièges

Pour les bouteilles, il suffira de les sortir de l'eau après les avoir retournées, d'attendre qu'elles se vident par les trous percés au fond puis de récupérer le contenu en rinçant à l'alcool et en transférant le tout dans une boîte hermétique.
Pour le grillage, les exuvies sont récupérées à la pince en prenant toutes les précautions pour ne pas les abîmer.

Pour éviter la perte d'invertébrés lors de la récupération des substrats artificiels, il sera utile de passer un filet (bourriche de pêche par exemple) à maille fine, sous le piquet au moment de sa sortie de l'eau. La brosse, quant à elle, est remontée (toujours fixée au piquet) dans la bourriche puis transférée telle quelle dans un seau rempli d'eau. La brique est passée dans la bourriche ou dans une épuisette puis sortie de l'eau et également transférée dans le seau. Le piquet et la bourriche sont ensuite inspectés et les individus récoltés sont conservés dans un flacon hermétique contenant de l'alcool à 70°. La brique et la brosse sont abondamment rincées dans l'eau puis inspectées minutieusement. Le contenu du seau est filtré dans une passoire à maille très fine et les invertébrés sont transférés dans le flacon d'alcool. On utilisera un flacon différent par point et les références de ce dernier devront bien être notées sur ou à l'intérieur du pot. La brosse et la brique peuvent éventuellement être conservées dans un sac ou un récipient étanche et recouvertes d'alcool en attente d'un tri ultérieur mais cette technique est parfois risquée (perte ou écrasement d'individus, fuite de l'alcool...) et grande consommatrice d'alcool. Un tri sur place devra donc être privilégié autant que possible.

Une attention particulière doit être consacrée au choix des flacons qui doivent être absolument hermétiques et au choix du système de référencement (date, point, site, observateur) qui doit être pérenne dans le temps (utilisation de crayon à papier pour inscrire sur les étiquettes). Ces points éviteront les désagréments si les flacons doivent être stockés sur la durée ou transportés.

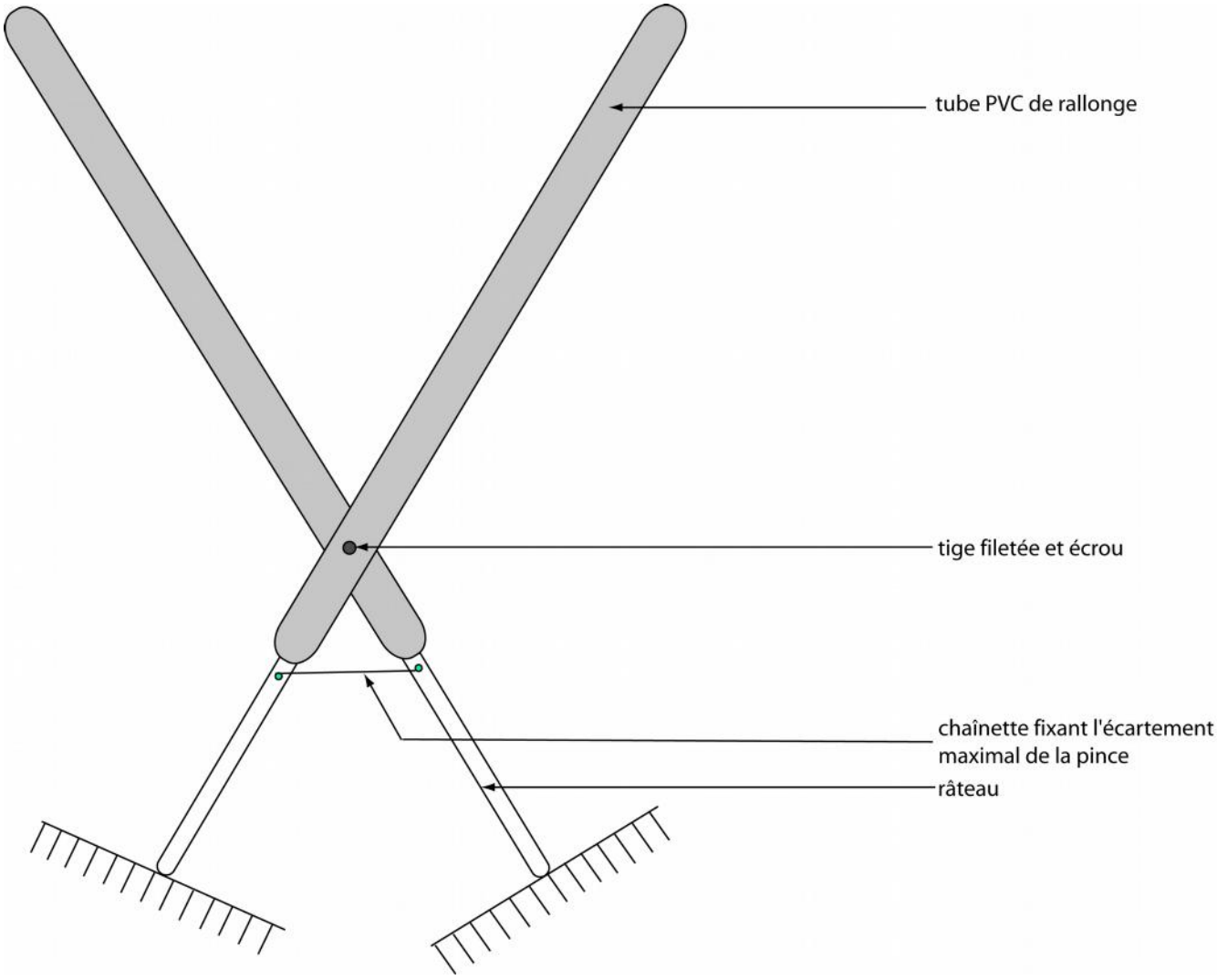
Cette étape de tri doit être extrêmement minutieuse et il est indispensable de s'assurer de bien avoir récupéré, sans les avoir abîmés, tous les individus, si petits soient-ils, dans ou sur les pièges. Chaque élément doit ainsi être rigoureusement inspecté.

Conservation

Les individus peuvent être conservés assez longtemps avant leur détermination. Il suffit de les immerger dans de l'alcool à 70°, dans une boîte bien fermée hermétiquement. L'alcool pourra éventuellement être remplacé si l'identification tarde trop.
Pour les exuvies, il suffit de les conserver bien au sec, après si possible une phase de séchage de quelques heures (attention toutefois aux coups de vent !).

Annexe 8 : Schéma de la pince râteau

De simples râteaux de jardinage peuvent être utilisés. Les dents doivent, toutefois, être suffisamment écartées pour ne ramener qu'un petit échantillon de végétaux. La longueur de la chaînette et la largeur du râteau doivent être ajustées de façon à créer une surface de prélèvement de 0.5 x 1 m. La longueur des tubes PVC est à adapter en fonction de l'utilisateur qui devra tenir la pince et la remonter avec les végétaux. La pince doit permettre des prélèvements jusqu'à 1 m de profondeur mais ne doit pas non plus être trop longue pour permettre sa maniabilité.



Annexe 9 : Matériel nécessaire aux différents suivis

Protocole	Matériel	Ordre de prix	Exemples de fournisseur
Oiseaux diurnes et hivernants	Bonne paire de jumelles	Très variable	www.**sightsofnature**.com/fr https://www.**kite**optics.com/fr ...
Amphibiens urodèles	5 nasses à urodèles : grillage ou bouteilles sceaux (ex : 5 kg de fromage blanc) tiges de fixation flotteurs (petites bouteilles plastiques) fil métallique pour la fixation colle	Non estimé	Magasin de bricolage et récupération
Reptiles	5 morceaux de bandes transporteuses ou de tôle ondulée	Non estimé	Récupération auprès de carriers
Chiroptères et orthoptères	Enregistreur numérique Détecteur à ultrasons	100-300€ 500€	www.alanaecology.com www.woodbrass.com/ZOOM+H2 www.**batsound**.com ...
Rhopalocères, odonates et orthoptères	Filet à insectes	50€	www.maunakea.be cahurel-entomologie.com ...
Carabes et araignées	5 pots étanches inviolables de 500 mL gros sel liquide vaisselle inodore	60€ les 100 5€ 5€	www.pro-jet.fr supermarché
Pollinisateurs	5 kits Flora jaunes gros sel liquide vaisselle inodore	110€ les 12 5€ 5€	http://signenature.com/ supermarché
Végétaux terrestres	5 bornes de géomètre ou piquets d'implantation	40€ les 20	Magasin spécialisé dans le marquage ou la signalisation
Invertébrés aquatiques	5 piquets de clôture 5 bouteilles plastiques 5 brosses en chiendent 5 briques creuses bracelets élastiques fil métallique galvanisé bourriche + manche maillet alcool à 70° pulvérisateur	15€ 15€ 5€ 2€ 2€ 10€ 7€ 11€ / 5L 7€	Magasin de bricolage, supermarché et récupération
Végétaux aquatiques	Quadrat d'1m^2		récupération
	2 râteaux écrous borgnes boulons tige filetée chaînette 2 tubes PVC de 2m (diam 40 mm)	30€ 3€ 3,50€ 1€ 1€ 8€	Magasin de bricolage ou de jardinage

Le matériel en bleu est celui qui est considéré comme consommable, c'est-à-dire qu'il pourra être nécessaire de racheter régulièrement.
Le filet à insectes et le quadrat peuvent être fabriqués manuellement sans grande difficulté. Il sera aisé de trouver sur Internet différentes techniques de fabrication.

Annexe 10 : Calendrier récapitulatif des suivis et couplage éventuel des protocoles

	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Sept.	Octobre	Nov.	Déc.
Oiseaux nicheurs diurnes IPA				25 30	8	20						
Oiseaux nicheurs diurnes exhaustif				25		20						
Oiseaux nicheurs nocturnes												
Oiseaux hivernants	15											15
Amphibiens ponte			15									
Amphibiens écoute												
Amphibiens urodèles				15 15								
Reptiles				5 passages								
Chiroptères/ Orthoptères												
Rhopalocères Odonates												
Orthoptères												
Pollinisateurs												
Carabes et Araignées												
Végétaux terrestres												
Invertébrés aquatiques												
Végétaux aquatiques												
Protocole nocturne proposé (Oiseaux, Amphibiens, Chiroptères + Orthoptères)			A, O			A, C, O			C, O			

1er passage
2ème passage

N.B. : les dates sont indiquées à titre indicatif, elles pourront être adaptées par rapport aux conditions météorologiques et phénologiques, tout en conservant le principe général de périodicité et d'écart minimum entre deux passages.

COUPLAGE POSSIBLE DES PROTOCOLES

Il est possible et conseillé, afin de réduire le nombre de passages sur les sites, de coupler certains protocoles.

- Le passage concernant le recensement exhaustif des **oiseaux nicheurs diurnes** peut être effectué lors d'un des deux passages concernant l'**IPA**.
- A l'occasion du premier passage pour l'**IPA**, il est également possible de poser les **pièges à urodèles**.
- Le premier passage d'**écoute nocturne des amphibiens** peut être couplé au passage d'**écoute des oiseaux nicheurs nocturnes**.
- Le second passage d'**écoute nocturne des amphibiens** peut être effectué en même temps que le premier passage d'**enregistrement des chiroptères et orthoptères**.
- Selon les disponibilités et les compétences de la personne effectuant les suivis, il est envisageable de profiter du premier passage pour les **rhopalocères et les odonates** pour effectuer l'échantillonnage des **végétaux terrestres** et pour poser ou relever les **pots pièges à carabes et araignées,** les **pièges à pollinisateurs** et/ou les **pièges à invertébrés aquatiques**. Les différents passages concernant la pose ou la relève de ces deux types de pièges peuvent être optimisés : à titre d'exemple, la relève des pots pièges peut se faire en même temps que la pose des pièges à invertébrés aquatiques. Il suffit de bien caler les périodes de deux semaines de pose des trois types de pièges puis de profiter d'un de ces passages, si le temps le permet, pour échantillonner les **rhopalocères et odonates** et les **végétaux terrestres**.
- Le second passage concernant les **rhopalocères et odonates** peut être couplé au premier passage diurne ciblant les **orthoptères**, au relevé des **végétaux aquatiques** ou à la pose ou à la relève des **pièges à pollinisateurs**.
- Les **plaques reptiles** peuvent, quant à elles, être relevées à l'occasion des différents passages diurnes durant les périodes adéquates.
- Un **protocole nocturne** regroupant ceux concernant les chiroptères, orthoptères, oiseaux nicheurs nocturnes et amphibiens (mâles d'anoures chanteurs) est proposé afin de limiter les passages. Les protocoles liés à ces groupes peuvent toutefois être appliqués séparément si nécessaire.

Annexe 11 : Fiche sécurité

CONSEILS DE SÉCURITÉ SUR LES SITES EN CHANTIER

Lors des passages sur des sites en activité, toute entrée à l'intérieur du périmètre en chantier devra être signalée auprès de l'accueil ou du référent du site. Il conviendra de se signaler à l'arrivée et au départ du site.

- Le port d'un casque, de lunettes de sécurité et d'un baudrier fluorescent est obligatoire à l'intérieur du périmètre du site.
- Les chaussures de sécurité sont fortement conseillées, au minimum, il conviendra de porter des chaussures résistant bien aux chocs type chaussures de randonnées.
- Dans tous les cas, se conformer aux consignes de sécurité transmises par l'exploitant ou l'entreprise.

CONSEILS DE SÉCURITÉ POUR LES PROTOCOLES NOCTURNES

- Pour des raisons évidentes de sécurité, toute sortie de nuit devra s'effectuer à deux personnes minimum.
- Les écoutes nocturnes pourront être effectuées à l'extérieur du site si les points d'écoute sont situés en bordure, afin d'éviter de pénétrer à l'intérieur, de nuit.

CONSEILS DE SÉCURITÉ À PROXIMITÉ DE L'EAU

- Les protocoles mis en œuvre sur ou à proximité des plans d'eau devront être réalisés à deux personnes minimum.
- Le port du gilet de sauvetage est obligatoire pour toute personne se tenant à moins de 5 m d'un plan d'eau (les gilets à déclenchement automatique au contact de l'eau seront à éviter dans le cas du protocole invertébrés aquatiques).

Annexe 12 : Estimation du nombre de jours mis en oeuvre pour l'application des protocoles (à titre indicatif)

Une estimation du temps brut passé pour les différents protocoles est donnée à titre indicatif. Cette estimation ne prend toutefois pas en compte le fait que certains protocoles peuvent être couplés les uns aux autres ou que certains protocoles ne sont pas applicables sur tous les sites. Le total du nombre de jours est donc à relativiser car ces aspects peuvent en entraîner la diminution conséquente.

Protocole	Méthode	Temps d'observation ou de mise en place	Equivalent jour	Nombre de personnes	Jours homme terrain	Jours homme tri et détermination	Jours homme total
Oiseaux nicheurs diurnes	IPA + recensement sur un passage	2*2h + 1 passage (durée variable)	0,5+0,5+0,5	1	1,5	0	1,5
Oiseaux nicheurs nocturnes	Ecoute nocturne	1*45 min	1*0,5	2	1	0	1
Oiseaux hivernants	Recensement	2 passages (durée variable)	2*0,5	1	1	0	1
Amphibiens	Recensement des pontes	1 passage minimum (pas plus d'une heure)	0,5	1	0,5	0	0,5
	Ecoute nocturne des mâles	2*50 min	2*0,5	2	2	0	2
	Pose de nasses à urodèles	Environ 1h pour la pose et 1h pour la relève	2*0,5	1	1	0	1
Reptiles	Pose de plaques	Pas plus de 30 min pour la pose, relève régulière au cours des passages sur le site	0,5	1	0,5	0	0,5
Chiroptères et Orthoptères	Enregistrement d'ultrasons	2*50 min	2*0,5	2	2	0,5	2,5
Rhopalocères et Odonates	Prospections visuelles	2* 1h10	2*0,5	1	1	0	1
Orthoptères	Prospections visuelles	2* 1h10	2*0,5	1	1	0	1
Pollinisateurs	Pose de pièges	30 min pour la pose et 1h30 pour la relève	6*0,5	1	3	2,5	5,5
Carabes et Araignées	Pose de pots pièges	30 min pour la pose et 30 min pour la relève	2*0,5	1	1	2	3
Invertébrés aquatiques	Pose de pièges	Pas plus d'1h pour la pose, 1h30 pour la relève	2*0,5	2	2	2,5	4,5
Végétaux terrestres	Quadrats	Environ 1h30	0,5	1	0,5	0	0,5
Phanérogames aquatiques	Quadrats	Environ 2h30	0,5	2	1	1	2
	Prélèvements au râteau						
Saisie des données							0,5
				TOTAL	**19**	**8,5**	**28**