

MANUEL DE PROCEDURES DE SUIVI DES BIOINDICATEURS ECOLOGIQUES D'OUED MADEN

Introduction

Le projet COBIOM « Conservation de la biodiversité dulcicole d'Oued Maden via une co-gestion locale » vise à contribuer à la conservation de la zone clé pour la biodiversité d'Oued Maden et à améliorer la gestion des ressources naturelles d'une façon durable.

La conservation et l'utilisation rationnelle des zones humides, conformément aux engagements énoncés dans la Convention de Ramsar (Secrétariat de la Convention de Ramsar, 2010), impliquent :

a) l'établissement du lieu géographique et des caractéristiques écologiques des zones humides (inventaire de référence);

b) l'évaluation de l'état et des tendances des zones humides, ainsi que des menaces qui pèsent sur elles (évaluation);

c) le suivi de l'état et des tendances, y compris l'identification des réductions des menaces existantes et l'apparition de nouvelles menaces (suivi); et

d) l'application de mesures (in situ et ex situ) pour remédier aux modifications qui causent ou risquent de causer un changement grave dans les caractéristiques écologiques (gestion).

Le projet COBIOM a opté donc, en premier lieu, d'inventorier et d'évaluer la situation actuelle de la biodiversité du bassin versant d'Oued Maden et des différentes menaces imposées puis, en deuxième lieu, de mettre en place un système de suivi à long terme à travers un groupe locale d'appui à la gestion qui aura comme mission principale d'émettre des recommandations de gestion durable de ces ressources en se basant sur des indicateurs écologiques. Dans ce cadre, ce **manuel de procédures de suivi des bioindicateurs écologiques d'Oued Maden** contiendra et détaillera les différentes lignes directrices pour la phase de suivi depuis la mise en places des différents protocoles écologiques de suivi des différents indicateurs biologiques et écologiques jusqu'à l'analyse des différents indices et la conclusion des recommandations. Ce manuel sera la base de prise de décision pour le groupe local d'appui à la gestion d'Oued Maden, mais aussi un outil performant pour les

gestionnaires et les chercheurs travaillant dans la région ou dans des habitats similaires.

Dans la suite de ce manuel, on va suivre la démarche suivante :

- Tout d'abord définir les différentes techniques d'échantillonnage et d'inventaire de la biodiversité sur le terrain
- Détailler les différents protocoles utilisés pendant les phases d'inventaire de la biodiversité de la zone d'étude
- Évoquer d'autres protocoles utiles non utilisés pendant la première étape
- Définir les bioindicateurs, leurs intérêts dans le suivi à long terme et les différents critères de sélection
- Sélectionner les bioindicateurs utiles dans la région et détailler leurs différents protocoles scientifiques
- Et finir par les moyens de centralisation et d'interprétations des données

I. Généralités des techniques d'échantillonnages (transect, pièges, etc.)

Technique du quadra : il s'agit du dénombrement d'individus présents dans surface délimitée par 4 points de distance égale. Le quadra peut être dessiné par un fil et des piquets, par des planches en bois ou encore virtuellement par des points GPS.

Technique du transect : il s'agit d'une ligne virtuelle délimitée par 2 points (début et arrivé) et qui est parcourue pour observation ou échantillonnage. Les transects sont aussi délimités par des bandes égales à gauche et à droite.

Technique des points fixes : Ce sont des points d'échantillonnage pris au hasard, espacés à intervalles réguliers ou encore pris selon une grille de logiciel de mapping. L'échantillonnage s'effectue aux alentours du point délimité.

Technique des pièges : Les pièges sont une méthode de capture très diversifié et qui change selon le groupe étudié. Pour certains groupes, comme les tortues d'eau douce, les pièges sont souvent appâtés alors que pour d'autres, comme les insectes saproxyliques, une surface transparente suffit pour les capturer. Les pièges peuvent aussi jouer le rôle d'une méthode passive qui nécessite aucune intervention mais aussi une méthode active comme le piège lumineux qui exige la présence constante d'un collecteur.

II. Protocoles utilisés pour la phase d'inventaire

L'identification des espèces indicatrices du milieu et la mise en place des protocoles permettant de réaliser des suivis réguliers de ces dernières ne peuvent pas se faire sans des travaux préliminaires d'inventaire et d'évaluation.

La première phase du projet a eu pour objectif ambitieux d'identifier et d'analyser la majorité des composantes de la biodiversité présente dans la zone d'étude en étudiant la faune (vertébrés et invertébrés), la flore et d'autres taxons (tels que les bryophytes) via les moyens d'échantillonnage et d'identification disponibles chez l'association et/ou chez ses partenaires dans le cadre de ce projet. Le design du projet a pris en compte l'étude de l'occupation spatiale des différentes espèces selon les différents types d'habitats terrestres et des différents types de plan d'eau présents sur le site. Les différents protocoles utilisés, qui ont permis d'identifier environ 1000 espèces sur site, sont cités ci-dessous selon le taxon :

Mammifères :

- Un transect linéaire de 300m a été réalisé pour détecter les traces de mammifères.
- 2 Caméra-thermiques (Camera Trap) ont été installées dans quelques sites afin de photographier les espèces nocturnes et discrètes.
- 24 pièges ont été posés dans 8 stations différentes afin de recenser les micromammifères du site d'étude.

Oiseaux :

Pour les oiseaux en hivernage et les migrateurs de 2 passages migratoires, des points d'écoute et d'observation de 5 min ont été effectués dans toutes les stations du site.

Pour les hivernants, 2 passages différents ont été effectués entre décembre et janvier, quant aux migrateurs 4 passages ont été réalisés : entre février et mars pour les migrateurs pré-nuptiaux et entre septembre et octobre pour les migrateurs post-nuptiaux.

Le recensement a débuté le matin à environ 1 heure après le lever du soleil dans des conditions météorologiques favorables (absence de vent ou de pluie), afin d'éviter le contact avec les oiseaux en mouvement quittant leurs dortoirs.

Concernant les espèces qui nichent dans la région, le protocole utilisé a été celui de l'indice ponctuel d'abondance (IPA). Il s'agit d'un échantillonnage ponctuel semi-quantitatif de 20 minutes qui a été réalisé dans tous les habitats différents du site. La première session de comptage a eu lieu entre le 1er avril et le 1er mai pour les nicheurs sédentaires précoces et la deuxième session a été faite entre le 15 mai et le 15 juin pour les nicheurs retardataires.

Reptiles & Amphibiens :

- Un transect linéaire de 300m a été réalisé aux bords des points d'eau pour recenser les amphibiens et les reptiles aquatiques et un autre dans un habitat différent pour les autres espèces de reptiles et ce dans chaque station.

-24 nasses de grande taille appâtées avec des sardines ont été posées dans 8 stations différentes afin de recenser les tortues d'eau douce du site d'étude.

- Des transects nocturnes aléatoires ont été réalisés à la lampe torche dans quelques stations afin de compléter la liste des espèces du site.

Poisson d'eau douce :

-La collecte s'est déroulée à travers la prospection de 5 points fixes par station dans les plans d'eau accessibles tels que les oueds, les mares et les petits cours d'eau, et a eu lieu au crépuscule et à l'aube à l'aide d'épuisette à mailles très fines pour capturer les espèces de petite taille qui ne sont généralement pas pêchées.

Invertébrés :

Compte tenu de la diversité de ce groupe, plusieurs protocoles ont été mis en place pour le recenser :

- Un quadra 20mx20m a été dessiné dans chaque station et dans lequel 2 méthodes d'échantillonnages ont été appliquées : une chasse active pour recenser les invertébrés à

vue et dans leur micro-habitat ainsi qu'un fauchage standardisé de 50 coups pour dénicher les invertébrés dans la végétation.

- Un transect de 50m a été réalisé aux abords des plans d'eau pour inventorier les odonates.

- Des pièges barber appâtés au vinaigres ont été déposés dans quelques stations afin de collecter les insectes marcheurs et coureurs.

- Des sessions de battage au parapluie japonais sur plusieurs arbres et arbustes ont été effectuées.

- Un tamisage de plusieurs types de litières (Pin pignon, Laurier rose, Eucalyptus ...) a été réalisé pour détecter les invertébrés détritivores.

- Des pièges lumineux ont été mis en place dans quelques clairières du site d'étude, en printemps et en été, pour attirer l'entomofaune nocturne de la région.

- Pour les insectes aquatiques, 5 points fixes ont été inventoriés, à l'aide d'une épuisette, dans chaque station.

Végétaux :

- Pour étudier la végétation, 2 transects en bandes (100m*10m) ont été réalisés pour l'étude de la strate arborée et arbustive et 10 placettes de 1m² pour la strate herbacée.

Bryophytes :

- Un transect linéaire de 300m a été réalisé dans chaque station aux abords des zones humides à la recherche des mousses et des bryophytes sur les différents supports naturels (tronc, pierre, sol ...).

Macroalgues :

- La recherche des algues a été effectuée sur 5 points fixes dans chaque station avec une collecte à la main dans les zones d'eau peu profondes et à l'épuisette pour les algues situées dans les zones d'eau profonde.

Autres protocoles utiles :

Mammifères :

Pour les chiroptères, on distingue deux types d'échantillonnages acoustiques :

- L'échantillonnage actif à l'aide d'un détecteur (Petterson D240x) en mode automatique.
- L'échantillonnage passif à l'aide des détecteurs Song Meter SM2 ou SM4.

Reptiles & Amphibiens :

- La mise en place de plaques (tapis de carrière ou tôle métallique de 100*50 cm ou 80*80 cm) pour les ophidiens.
- L'échantillonnage à la nasse flottante (partiellement immergées) pour les amphibiens.

Poisson d'eau douce :

- Les enquêtes adressées aux pêcheurs du barrage ainsi qu'aux GDA de pêche.

Invertébrés :

- Le piège chromo-attractif (Assiettes jaunes) pour les insectes floricoles.
- Le piège aérien pour les espèces saproxyliques/xylophages.
- Le piège à vitre pour les espèces saproxyliques/xylophages.

Végétaux :

- Le suivi de la roselière à travers le protocole mis en place par la Tour du Valat (2001).
- L'inventaire semi-quantitatif d'abondance-dominance défini par Braun-Blanquet (1964).

Bryophytes :

- La bio-surveillance passive.

III. Sélection des bioindicateurs dans la zone d'étude

1. Définition et utilité

Les bioindicateurs comprennent les processus biologiques, les espèces ou les communautés qui sont utilisés pour évaluer la qualité de l'environnement et son évolution au fil du temps. Les changements dans l'environnement sont souvent attribués à des perturbations anthropiques (p. Ex., Pollution, changements d'utilisation des terres) ou à des facteurs de stress naturels (p. Ex. Sécheresse, gel tardif au printemps). Au fil des ans, les scientifiques ont élargi le répertoire des bioindicateurs pour aider à étudier tous les types d'environnements en utilisant plusieurs groupes taxonomiques. Selon Siddig *et al.* (2016), près de 50 % des taxons utilisés comme indicateurs sont des animaux, dont 70 % sont des invertébrés. Les applications les plus courantes derrière l'utilisation des BI (Bioindicateurs) sont les suivantes : surveiller la santé et l'intégrité de l'écosystème ou de l'environnement (42 %); évaluer la restauration de l'habitat (18 %) et évaluer les effets de la pollution et de la contamination (18%).

2. Critères de sélection

Les indicateurs ont été choisis le plus souvent en fonction de l'abondance locale, de l'importance écologique et/ou de l'état de conservation. Siddig *et al.* (2016) suggère un processus en 5 étapes par lequel les espèces indicatrices devraient être sélectionnées et utilisées pour surveiller les changements environnementaux :

(1) Fixer des objectifs de suivi clairs pouvant être reflétés par le BI sélectionné.

(2) Identifier le cadre écologique (forêt, bassin versant, zone humide, désert, etc.) et l'étendue spatiale du site d'étude (c'est-à-dire la portée de l'inférence).

(3) Sélectionner le BI candidat et ses paramètres démographiques en fonction des critères donnés par Cairns et Pratt (1993), Dale et Beyeler (2001) ou Carignan et Villard (2002).

(4) Sélectionner les co-variables/ prédicteurs écologiques (par exemple, les types d'habitat, les facteurs climatiques, les propriétés du sol, la chimie de l'eau) auxquels le BI est particulièrement sensible.

(5) Échantillonner simultanément l'abondance des espèces et les co-variables écosystémiques puis effectuer l'analyse des espèces indicatrices pour obtenir la valeur indicatrice (IndVal) pour chaque espèce selon la méthode de Dufrêne et Legendre (1997).

Parmi les espèces identifiées sur le site pendant la première phase du projet, plusieurs espèces à potentiel bioindicateur de la qualité de l'eau et de biodiversité des écosystèmes terrestres ont pu être détectées.

3. Liste des protocoles et indices de biodiversité

3.1. Bioindicateurs de la qualité de l'eau :

Odonates :

On retiendra 3 types d'habitats pour ce groupe d'espèces :

- Les points d'eau lotiques (eau courante)
- les points d'eau lenticules (eau stagnante, mares, étangs ...)
- les garrigues

Le choix des stations s'appuiera sur les types d'habitats mentionnés plus haut et sur la liste des habitats odonatologiques (SFO).

Au sein de chaque habitat odonatologique, au moins 3 points de suivi seront mis en place, idéalement 6 et au maximum 10 (Pont & Mathieu, 2011).

Protocole :

- 2 Transects/Zone d'étude de 25m de long et 5m de large (2,5m de part et d'autres).

Les 2 transects sont éloignés l'un de l'autre de 10m afin de couvrir toute la station.

- Un point d'un rayon de 10m durant lequel les espèces seront identifiées à vue ou à l'aide d'un appareil photo. Si on opte pour la réalisation de 2 points dans la même station, les deux points doivent être éloignés l'un de l'autre de 25 m minimum.

La durée des transects sera précisée lors de la première mission et deviendra constante.

Pour les points, le relevé dure au moins 6 minutes et chaque nouvelle espèce détectée est notée par tranche de 2 minutes. Si la dernière tranche de 2 minutes a permis de détecter au moins une espèce nouvelle, une tranche supplémentaire de 2 minutes d'observation est ajoutée. Si cette période n'apporte aucune espèce nouvelle, le relevé est stoppé, sinon une nouvelle période de 2 minutes est ajoutée, et ainsi de suite. Le temps total d'observation est noté.

Les relevés seront réalisés entre 10h et 16h (période d'activité optimale des imagos).

Les conditions climatiques devraient être comme suit : Température entre 17 et 30°C, un vent inférieur à 4 beauforts et une nébulosité inférieure à 75%.

La périodicité des relevés est comprise entre Mai et Octobre (SFO)

Les espèces observées se verront affecter un code selon leur affinité aux habitats dans lesquels ils ont été observés :

Code	Affinité
1	Habitats principaux
2	Affinité forte
3	Affinité moyenne
4	Habitats visités mais aucune reproduction n'est certaine

Les espèces qui seront retenues seront celles qui ont au moins une forte affinité avec un habitat dans lequel elle a été observée. Ensuite, et à l'aide du travail de Jodicke (2000), The Odonata of Tunisia, une liste des espèces dont la présence est connue sur le site sera réalisée. Une comparaison entre la liste des espèces connues sur le site avec celle des espèces observées à caractère sténoèce sera effectuée et un indicateur (en %) du nombre d'espèces en commun entre les tableaux sera affecté au peuplement des odonates du site d'étude. **Le peuplement odonatologique sera donc considéré comme intègre si au moins 65% des espèces attendues sont au rendez-vous.**

Macrophytes-Bryophytes-Algues :

Ce protocole se base sur 3 étapes, à savoir :

- Collecte des données floristiques

À chaque site d'échantillonnage, une section de rivière de 50 m est choisie. Un inventaire semi quantitatif utilisant le pourcentage de couverture d'abondance-dominance définie par Braun-Blanquet (1964) est réalisé. L'enquête botanique est menée pendant la saison de croissance.

- Collecte des données physico-chimiques

Parallèlement au relevé de végétation, des prélèvements d'eau sont effectués dans les cours d'eau, mensuellement. Un relevé de végétation correspondra à chaque échantillon d'eau.

Le pH, la conductivité, l'oxygène dissous, la salinité et la température sont mesurés in situ. Les nutriments (le phosphate PO_4^{3-} , l'ammoniac NH_4^+ par spectrophotométrie), le nitrate NO_3^- (par chromatographie ionique), ANC 'Acid Neutralizing Capacity' (titration de Gran) et aluminium total (ICP après acidification avec HNO_3).

- Analyse des données

Les données floristiques sont analysées à l'aide d'une Analyse Factorielle de Correspondance (AFC). Les espèces et les sites ont été répartis selon leur position le long des deux axes principaux.

Une analyse de classification hiérarchique agglomérante (méthode de Ward, mesure de distance au carré de Pearson) est utilisée pour identifier les groupes physico-chimiques et pour les organiser dans un système hiérarchique. Les résultats de cette analyse de classification sont combinés avec une ordination par une Analyse en Composantes Principales (ACP). L'ACP est utilisée pour dériver une ordination des variables physico-chimiques sélectionnées. La matrice de données X représente la valeur moyenne des paramètres physico-chimiques sur 42 sites. Les axes principaux individuels fournissent une ordination séparée des sites d'échantillonnage.

L'évaluation de la relation entre les espèces macrophytes et les variables physico-chimiques est entreprise par le calcul de coefficients de corrélation.

TPE (Trichoptères-Plécoptères-Ephéméroptères) :

L'échantillonnage sur le terrain a été effectué avec la méthode de « kick sampling » qui consiste à donner des coups de pieds au fond d'une zone humide puis échantillonner les invertébrés du fond à l'aide d'un filet rectangulaire (cadre : 25 x 30 cm, maille : 500 µm). Chaque station est visitée deux fois (au printemps et à l'automne) et des échantillons semi-quantitatifs d'invertébrés benthiques ont été prélevés dans les différents microhabitats (plan d'eau lentique ou lotique, zones de dépôt, différents types de végétation) le long d'un tronçon d'environ 50 m ou en 5 points d'échantillonnages différentes (Dohet *et al.*, 2002). La collecte des paramètres physicochimiques et écotoxicologiques de l'eau sont les mêmes que le protocole des macrophytes et des macro algues ainsi que les analyses statistiques.

Amphibiens :

Les amphibiens peuvent servir comme des bio-indicateurs quel que soit en se concentrant sur une seule espèce (généralement la plus abondante) ou le peuplement en entier dans le site de travail. La stabilité du développement est une caractéristique importante qui reflète la capacité d'une espèce à former un phénotype génétiquement déterminé sans perturbation ontogénétique. Les organismes avec des structures bilatérales fournissent généralement une image nette de s'il y a un écart par rapport à la symétrie ordinaire. En conséquence, il sert d'outil pour étudier les facteurs qui peuvent réguler ces écarts. **C'est l'indice d'asymétrie fluctuante.** Dans notre cas, les meilleures espèces à étudier selon cette méthode sont *Pelophylax saharicus* et *Discoglossus pictus*, qui sont les espèces les plus abondantes et les plus liées au plan d'eau contrairement aux crapauds. D'autre part l'étude des peuplements des différentes espèces en se basant sur l'indice d'intégrité des peuplements (indice de Simpson + indice de sténoécie absolue + indice de sténoécie relative) consiste en une étude plus facile sur terrain et ne nécessite qu'une bonne formation sur l'identification des espèces contrairement à la première méthode qui nécessite une précision assez importante dans la mesure des membres des animaux.

Sur notre site et vue la densité de la végétation sur la plupart des bords d'eau, la méthode d'échantillonnage de choix est celle des nasses (expliquée ci-dessus). Les différents paramètres abiotiques de l'eau sont enregistrés comme les différents autres protocoles de bioindicateurs de la qualité d'eau.

Suivi de la roselière :

Le suivi est réalisé annuellement, idéalement en septembre, période où le roseau atteint sa croissance maximale.

Le suivi de la roselière suit le protocole mis en place par la Tour du Valat (2001). Il est basé sur le principe d'un suivi piézométrique de la roselière (salinité, niveau et température de l'eau dans le sol) couplé à un suivi de la structure de la roselière sur un transect de 150 m traversant la zone humide (minimum 30 mesures) : tous les 5 mètres, sont recueillis dans un quadrat de 25 cm x 25 cm, le nombre de tiges vertes, le nombre de tiges sèches, le nombre de tiges en fleurs, la hauteur maximale du roseau, le diamètre et la hauteur d'une tige choisie au hasard dans le coin inférieur droit du quadrat.

Ce suivi permet de caractériser la roselière et de mettre en évidence son évolution (développement, dépérissement...) en relation avec les conditions du milieu (niveaux d'eau, salinité et paramètres physicochimiques).

Une lecture des niveaux d'eau, souterrain (50 cm) et en surface, est réalisée mensuellement au niveau de piézomètres localisés en début de chaque transect. La salinité est également mesurée en souterrain et en surface avec la même périodicité.

Indicateurs de bon état des roselières :

L'objectif est de définir des indicateurs simples représentatifs de l'état des roselières et de leur évolution. Le bon état est évalué en fonction des qualités d'accueil que les roselières représentent vis-à-vis des oiseaux, et en particulier de certaines espèces hautement patrimoniales (Butor étoilé, Héron pourpré, Blongios nain, passereaux paludicoles). Il est donc recherché de retenir, outre le nombre d'espèces d'oiseaux contactées (cf. tableau ci-dessous), différents paramètres caractérisant la structure de la roselière (hauteur des roseaux, densité...) mais également la gestion hydraulique.

Les seuils délimitant les classes les unes et des autres (état favorable, état moyen, état mauvais) sont fixés de telle sorte qu'ils soient adaptés localement afin de pouvoir déceler une évolution dans le temps.

Indicateur	Exposé des motifs
<p>Niveau d'eau et gestion hydraulique</p>	<p>Les niveaux d'eau, et leur variation, sont des paramètres très importants pour les espèces nicheuses. Les données de la littérature précise que le niveau d'eau le plus favorable pour le Butor étoilé est situé entre 15-20 cm, pour le héron pourpré 15-25 cm.</p> <p>De plus, il est connu qu'une basse estivale contribue à minéraliser la matière organique, évitant ainsi l'enrichissement progressif du milieu et l'accumulation de litière. Les variations brusques des niveaux d'eau sont à éviter, en particulier pendant la période de reproduction.</p>
<p>salinité (surface)</p>	<p>Le roseau est sensible à des taux de salinité élevés, ce qui est souvent le cas en milieux péri lagunaires sous un climat aride l'été. Les seuils suivants ont été retenus :</p> <ul style="list-style-type: none"> ● 20 g/l état mauvais ● 20<>7 g/l état moyen ● <7 g/l état bon
<p>Homogénéité de la végétation</p>	<p>Ce critère qualitatif permet d'évaluer la présence ou non d'autres espèces que le phragmite, la présence de ligneux traduisant un mauvais état de la roselière (tendance à la fermeture du milieu, celle d'autres herbacés type joncs, un état moyen, et la présence uniforme de roseau un bon état)</p>

<p>Hauteur roseau (m)</p>	<p>Les oiseaux sont sensibles à la hauteur des roseaux. De plus, celle-ci est un paramètre évident de la bonne croissance de la végétation. Les seuils retenus sont les suivants :</p> <ul style="list-style-type: none"> ● <1,1 état mauvais ● 1,1<>1,4 état moyen ● >1,4 état bon
<p>Diamètre roseau (mm)</p>	<p>Les oiseaux sont sensibles au diamètre des roseaux. Les seuils retenus sont les suivants :</p> <ul style="list-style-type: none"> ● <2 état mauvais ● 2<>4 état moyen ● >4 état bon
<p>Ratio Tvertes/Tsèches</p>	<p>Les oiseaux montrent des préférences dans la répartition des tiges vertes et tiges sèches. Ainsi, le butor privilégie des secteurs riches en tiges sèches (ratio Tv/Ts de l'ordre de 0,6-1).</p> <ul style="list-style-type: none"> ● <0,6 et > 1,5 état mauvais ● 1<>1,5 état moyen ● 0,60<>1 état bon
<p>Densité total de tiges (nombre de tiges total au m2)</p>	<p>Ce critère permet d'évaluer la densité plus ou moins élevée de la roselière, et ce quelque soit la répartition des différentes tiges. Les seuils retenus localement sont :</p> <ul style="list-style-type: none"> ● <200 état mauvais ● 200<>500 état moyen ● >500 état bon
<p>Accueil Oiseaux</p>	<p>Au vu du suivi avifaunistique qui portait essentiellement sur 3 espèces indicatrices, il est proposé de définir un indicateur simplifié permettant d'évaluer la capacité d'accueil de la roselière pour les oiseaux :</p> <ul style="list-style-type: none"> ● <3 sp indicatrices et sp patrimoniales (Butor étoilé, Héron pourpré, Blongios nain) état mauvais ● 3-4 sp indicatrices et sp patrimoniales (Butor étoilé, Héron pourpré, Blongios nain) état moyen ● 5 sp indicatrices et sp patrimoniales (Butor étoilé, Héron pourpré, Blongios nain) état bon

3.2. Bioindicateurs de la biodiversité :

Chiroptères :

Selon les travaux de Dalhoumi *et al.* (2014, 2016, 2019, 2020), la détection acoustique se montre plus performante en terme de perception de la richesse spécifique des chauves-souris que la capture à l'aide des filets. L'objectif principal du protocole de suivi acoustique est de recueillir des informations de manière standardisée sur l'abondance relative des espèces de chauves-souris détectables sur un échantillon de sites, de manière à pouvoir construire des indices de variations d'abondance. Avec la méthodologie retenue, cet indice est basé notamment sur des émissions d'activités de chasse.

En fait, on distingue deux types d'échantillonnages acoustiques, un actif et l'autre passif :

L'échantillonnage actif : il s'agit de retenir un circuit routier d'au moins 30 km dans un cercle de rayon de 10 km choisi autour de la zone pilote sélectionnée en tenant compte des contraintes paysagères et de la topographie et en couvrant les différents types d'habitats existants. Des enregistrements d'ultrasons sont effectués la nuit le long de tronçons de 2 km, à vitesse constante (20 km/h) alternant avec des tronçons de 1 km non enregistrés entre le coucher du soleil et environ 3 à 4 heures après. Deux visites annuelles minimum sont effectuées, une de mi-Juin à Juillet et une seconde de mi-Août à Septembre. Les détecteurs utilisés sont des détecteurs (Pettersen D240x) en mode automatique et à expansion de temps par 10. Cet appareil est réglé en GAIN en position low, TRIG en auto et TRIGGER en low. Le temps d'acquisition lors des transects routiers est de 0.1s. Dans cette configuration, l'acquisition se déclenche dès lors qu'un ultrason suffisamment intense parvient au détecteur, et ce, quelle que soit sa fréquence. La phase d'acquisition est immédiatement suivie de la restitution en expansion de temps, pendant une durée 10 fois plus longue. Les ultrasons ainsi transposés dans le domaine audible sont stockés par un enregistreur numérique (Edirol R1 et R9) sous forme de fichiers au format wav, donc sans compression destructive susceptible d'altérer le signal, contrairement à ce qui se produit avec des enregistreurs mp3 ou « Minidisc ». L'enregistreur, quant à lui, est contrôlé manuellement de façon à enregistrer en continu pendant chaque phase du suivi (c'est-à-dire soit un tronçon de 2 km).

L'échantillonnage passif : il est réalisé à l'aide des détecteurs Song Meter SM2 ou SM4 afin d'étudier le modèle d'activité à travers les différents sites sélectionnés parmi les principaux types d'habitats présents. Dans chaque emplacement le détecteur est placé pendant deux nuitées entre 30 minutes avant le coucher du soleil et 30 minutes après le lever du soleil, en mi-Juin/Juillet et en mi-Août/Septembre. Les séquences enregistrées sont décompressées, analysées et divisées en séquences de 5 secondes avec Kaleidoscope (Wildlife Acoustic, Inc. Version 4.1.0). L'analyse en temps réel des sons détectés s'effectue à l'aide d'un logiciel spécifique, on cite comme exemple « BatSound, v.3.10 (PettersonElektronik AB) ». Enfin l'identification des espèces se fait manuellement à l'aide des références bibliographiques relatives à la chiroptérofaune tunisienne (Barataud, 2012, Disca et al. 2014, Dalhoumi et al. 2018, Ahmim et al. 2019).

Saproxyligues :

Ce protocole se base sur 3 types d'échantillonnages :

Pièges aérien :

C'est un piège suspendu dans un arbre dans lequel on ajoutera un liquide attractif et conservateur.

Pour cette technique, on utilisera la recette de Horellou (Gourdain *et al.*, 2011) et qui se traduit par un mélange de 1/5 vinaigre blanc, 4/5 jus de pomme et du sel à saturation. Les essences d'arbres à préconiser sont les espèces de Chênes (Chêne liège, Chêne zen et Chêne vert), les espèces de Pins (Pin pignon, Pin maritime et Pin d'Alep) et les espèces de Peuplier (Peuplier blanc et Peuplier noir). Ces pièges aussi sont très destructifs et ne seront utilisés que par 2 dans seulement quelques stations.

Pièges à vitre :

Appelé aussi pièce d'interception, il s'agit d'une planche transparente en plexiglass ou en plastique fin de 1m de haut et 50cm de largeur muni d'un récipient en dessous (type balconnière de petite taille) rempli d'eau distillée avec quelques gouttes de liquide vaisselle incolore. Le dispositif sera accroché par une perche ou par des fils à un arbre et disposé à

une hauteur moyenne (1m/1m30) du sol. Un emplacement en milieu de forêt (Peupleraie, Aulnaie, Chênaie, Pinède ...) est préférable pour ce type de piège.

Ce piège passif permet de capturer tous les insectes volants en forêt et vise essentiellement les espèces saproxyliques et xylophages.

Piège lumineux :

Cette technique est utilisée pour attirer les espèces nocturnes qu'on ne peut pas collecter avec les méthodes classiques. Un drap blanc est suspendu et éclairé avec des lampes à mercure d'une puissance minimale de 170W rattachées à une batterie de voiture via un conservateur d'énergie.

Ce piège ne s'emploie que dans les périodes chaudes de l'année de juin à septembre (Soldati, 2000) dans des points fixes dégagés (Clairière de forêt de chêne, prairies, plaines, etc.).

Pour l'analyse de ce groupe, il sera question non seulement d'évaluer la richesse spécifique mais aussi de déterminer la valeur biologique des taxons représentés, sous l'angle de leur rareté (exigences trophiques en particulier) et donc de leur sensibilité au risque d'extinction locale, qui sera indispensable pour une approche plus fine de l'intérêt des sites (Brustel, 2004). Cette valeur prend en compte l'indice de vulnérabilité, l'indice d'endémicité et l'indice de sténoécie de chaque espèce d'après la liste fournie par le travail d'Hervé Brustel (2004) intitulé « Coléoptères saproxyliques et valeur biologique des forêts françaises ».

4. Collecte et analyses des données et recommandations

L'objectif principal de l'exécution des activités citées plus haut à travers l'ensemble des protocoles détaillés consiste à parvenir à construire une image pluridimensionnelle sur la biodiversité existante et quantifier l'évolution de ses composantes tout en définissant l'état de l'environnement en se basant sur leurs capacités bio-indicatrices. Néanmoins, ce processus se confronte fréquemment à des contraintes méthodiques liées principalement à la perte de l'information suite à l'hétérogénéité des domaines d'action (ornithologie, entomologie, botanique, etc.) et des différences de niveau expérimental entre les

observateurs. Une problématique qui nous a incité à mettre en place une démarche efficace qui assure le bon suivi de l'évolution des populations animales et végétales cibles en limitant les biais causés par l'hétérogénéité de la collecte et l'obtention ainsi des données standardisées.

L'étape la plus cruciale et sensible consiste à bien choisir et affecter un coordinateur scientifique habilité et expérimenté dont le rôle sera de bien lire et mettre à niveau les différents protocoles proposés par les équipes participantes aux inventaires tout en tenant comptes de l'effort d'échantillonnage prédit par chacune, son faisabilité et son efficacité en terme de coût estimé, délais et qualité des résultats attendus.

Le coordinateur préparera ensuite une série de fiches techniques de collecte de données sur terrain dans le but de bien orienter et guider les utilisateurs de chaque équipe à les remplir convenablement, et ceci, après qu'ils reçoivent les instructions nécessaires via une série de formations conduites par le coordinateur. Ces fiches sont préparées tout en tenant compte des informations attendues et les méthodes d'analyses prédites et les hypothèses avancées ainsi que les outils statistiques et les formules écologiques à aborder.

Cette étape assurera l'obtention des données normalisées et standardisées permettant ainsi d'aller plus loin dans les analyses et répondre ainsi, en plus des résultats descriptifs tels que la richesse spécifique et la présence absence des espèces, aux questions relatives à l'évolution spatio-temporelle des populations, l'effet des facteurs écologiques et le calcul des indices de bio-indications des espèces cibles.

Après chaque mission de prospection, chaque équipe d'observateurs est amenée à remplir la fiche technique globale numérisée et partagée par le coordinateur et lui fournir parallèlement un compte rendu détaillé pour chaque mission qu'il vérifiera la compatibilité vis-à-vis aux données déjà insérées. A la fin des missions, une vérification globale des données collectées insérées dans le tableau général effectuée par chaque équipe participante dans l'inventaire est fortement recommandée. Une fois la version finale du tableau est prête, le coordinateur se chargera de réaliser les analyses statistiques et écologiques pour chaque groupe d'espèces cibles et/ou la totalité des communautés animale ou végétale cibles suivant les formules et indices cités plus haut.

Enfin, il est recommandé que les résultats obtenus subissent une relecture générale par tous les participants qu'on impliquera dans l'étude pour extraire des éventuelles sections à corriger ou rectifier. La version finale est ensuite publiée et partagée avec la communauté scientifique, associative et des autorités locales impliquées dans le domaine de conservation.

Références bibliographiques

- Adam, Y., Béranger, C., Delzons, O., Frochot, B., Gourvil, J., Lecomte, P., & Parisot-Laprun, M. (2015). Guide des méthodes de diagnostic écologique des milieux naturels - Application aux sites de carrière. Paris: Union National des Producteurs de Granulats .
- Ahmim, A., Maglaras, L., Ferrag, M.-A., Derdour, M., Janicke, & Helge. (2019). A Novel Hierarchical Intrusion Detection System Based on Decision Tree and Rules-Based Models. Conference: 1st International Workshop on Security and Reliability of IoT Systems - SecRIot , (p. 6). Greece.
- Barataud, M. (2012). Écologie acoustique des chiroptères d'Europe : Identification des espèces, étude de leurs habitats et comportements de chasse. Paris: Muséum national d'Histoire naturelle ; Biotope, Mèze.
- Bellinger E. G., & Sigeo D. C., (2010). Introduction to freshwater algae. Freshwater algae: Identification and use as bioindicators. John Wiley & Sons.285pp.
- Bellinger E. G., & Sigeo D. C., (2015). Freshwater algae: identification, enumeration and use as bioindicators. John Wiley & Sons. 292pp
- Berg M. S., (2009). Warm water point intercept aquatic macrophyte and fall EWM (*Myriophyllum spicatum*) bed mapping surveys, Ham Lake (WBIC: 2467700), Burnett County, Wisconsin. St. Croix Falls, Wisconsin.
- Brustel, H. (2004). Coléoptères saproxyliques et valeur biologique des forêts françaises. Collection dossiers forestiers.
- Cairns Jr., J., Pratt, J.R., (1993). A history of biological monitoring using benthic macroinvertebrates. In: Rosenberg, D.M., Resh, V.H. (Eds.), Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates. Chapman & Hall, New York, pp. 10–27.
- Clavery B., (1995). Les bryophytes aquatiques comme traceurs de la contamination métallique des eaux continentales. Influence de différents paramètres sur l'accumulation des métaux et développement d'un Module d'Intégration de la Micropollution (M.I.M.). Th. Doct. Tox. Env. : Univ. Metz, 238 p.
- Canard, A. (1981). Utilisation comparée de quelques méthodes d'échantillonnage pour l'étude de la distribution des araignées en landes. . Coll. Arachnol. Expr. Franc, Modena-Pisa, 88, ., 84-94.
- Carignan, V., Villard, M.A., (2002). Selecting indicator species to monitor ecological integrity: review. Environ. Monit. Assess. 78, 45–61.
- Dale, V.H., Beyeler, S.C., (2001). Challenges in the development and use of ecological indicators. Ecol. Indic. 1, 3–10.
- Dalhouni, R., Aissa, P., & Aulagnier, S. (2010). Taxonomie et répartition des chiroptères de Tunisie. Revue suisse de zoologie; annales de la Société zoologique suisse et du Muséum d'histoire naturelle de Genève 118(2), 265-292.
- Derouiche E., (2016). Analyse de la migration catadrome de l'Anguille européenne *Anguilla anguilla* (L. 1758) dans les lagunes septentrionales de Tunisie : caractéristiques et état de santé des individus, quantification du phénomène. Thèse de doctorat pour l'obtention du titre de Docteur en Sciences Biologiques, Faculté des sciences de tunis,385pp.

Disca, T., Allegrini, B., & Prié, V. (2014). Caractéristiques acoustiques des cris d'écholocation de 16 espèces de chiroptères (Mammalia, Chiroptera) du Maroc. *Vespère* n°3, 210-229.

Dkhil A, Tahani, & Kraiem M M., (2011). Variabilité morphologique des populations du genre *Pseudophoxinus* dans les eaux douces tunisiennes. *Cybiurn, International Journal of Ichthyology*, vol. 35, no. 1, 2011, p. 33+. Gale Academic OneFile, Accessed 8 Apr. 2020.

DOCOB. (2013). Mise en place d'un suivi pérenne des roselières du site Natura 2000 "Etang de Mauguio" .

Dohet, A., Dolisy, D., Hoffmann, L., & Dufrêne, M. (2002). Identification of bioindicator species among Ephemeroptera, Plecoptera and Trichoptera in a survey of streams belonging to the rhithral classification in the Grand Duchy of Luxembourg. *Internationale Vereinigung für theoretische und angewandte Limnologie: Verhandlungen*, 28(1), 381-386.

Dufrêne, M., Legendre, P., (1997). Species assemblages and indicator species: The need for a flexible asymmetrical approach. *Ecol. Monogr.* 67, 345–366.

Duviard, D., & Roth, M. (1973). Utilisation des pièges à eaux colorés en milieu tropical : Exemple d'une savane préforêtère en Côte d'Ivoire. *Cah. ORSTOM, sér. Biol.*, no 18,, 91-97.

Edwards, R. (1993). Can the species richness of spiders be determined? *Psyche: A Journal of Entomology*, 100(3-4), , 185-208.

Empain A., (1977). Ecologie des populations bryophytiques aquatiques de la Meuse, de la Sambre et de la Somme. Relation avec la qualité des eaux, écophysologie comparée et étude de la contamination par métaux lourds. In : CLIVERY Bruno. Les bryophytes aquatiques comme traceurs de la contamination métallique des eaux continentales. Influence de différents paramètres sur l'accumulation des métaux et développement d'un Module d'Intégration de la Micro pollution (M.I.M.). Th. Doct. Tox. Env. : Univ. Metz, 238 p.

Empain A., Lambinon J., Mouvet C. et Kirchmann R., (1980). Utilisation des bryophytes aquatiques et subaquatiques comme indicateurs biologiques de la qualité des eaux courantes. In : Etude InterAgences no 55,1998. Les bryophytes aquatiques comme outil de surveillance de la contamination des eaux courantes par les micropolluants métalliques. Concept, méthodologie et interprétation des données. Agences de l'Eau, 145 p.

Filoché S., (2017). Étude des bryophytes de la RNR des Îles de la Marne. [Rapport de recherche] CBNBP-MNHN, Délégation Île-de-France, 61 rue Buffon CP 53, 75005 Paris cedex 05 - France., 13p.

Garcia N., Cuttelod A & Abdul Malak D. (2010). The Status and Distribution of Freshwater Biodiversity in Northern Africa. Gland, Switzerland, Cambridge, UK, and Malaga, Spain : IUCN, 2010. xiii+141pp.

Gourdain, P., Poncet, L., Haffner, P., Siblet, J.-P., Olivereau, F., & Hesse, S. (2011). Cartographie Nationale des Enjeux Territorialisés de Biodiversité remarquable (CARNET B) - Inventaires de la biodiversité remarquable (volet 1. Faune) sur deux régions pilotes : La Lorraine et la région Centre. V.1.0. 213p. Service du Patrimoine Naturel, Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris.

Green, J. (1999). Sampling method and time determines composition of spider collections. *Journal of Arachnology*, 27(1), 176–182.

- Heatwole, H.F. (2012). Quadrat sampling. In R.W. McDiarmid, M.S. Foster, C. Guyer, et al. (eds) *Reptile Biodiversity: Standard Methods for Inventory and Monitoring*. Berkeley, CA:University of California Press, pp. 220–6.
- Jovet-Ast S. & Bischler H., (1971). Les Hépatiques de Tunisie. Énumération, notes écologiques et biogéographiques. *Revue Bryologique et lichénologique*, 38 : 1-125.
- Kraïem M.M., (1983). Les poissons d'eau douce de Tunisie : inventaire commenté et répartition géographique. *Bull. Inst. Natl. Sci. Tech. Océanogr. Pêches Salammbô*, 10: 107-124.
- Kraïem M.M., (1991). Révision de l'inventaire des poissons d'eau douce de Tunisie. *Bull. Soc. Sci. Nat.*, 20: 98-100.
- Laplace-Treyture C., Peltre M.C., Lambert E., Rodriguez S., Vergon J.P., Chauvin C., (2014). Guide pratique de détermination des algues macroscopiques d'eau douce et de quelques organismes hétérotrophes. Version électronique (PDF). Les éditions d'Irstea Bordeaux, Cestas, 204pp.
- Marsh, D.M., and Haywood, L.M.B. (2010). Area-based surveys. In C.K. Dodd, Jr. (ed) *Amphibian Ecology and Conservation: A Handbook of Techniques*. Oxford:Oxford University Press, pp. 247–62.
- Messyasz, B., Pikosz, M., & Treska, E. (2018). Biology of freshwater macroalgae and their distribution. In *Algae Biomass: Characteristics and Applications* (pp. 17-31). Springer, Cham.
- Mili S., Laouar H., Ennouri R. & Missaou H., (2014). Amélioration de la productivité et de l'enrichissement spécifique des barrages tunisiens suite à l'empoisonnement par des espèces fourrages. p . 28-31. In : *Atelier National Sur La Valorisation des Résultats de la Recherche dans le Domaine de la Pêche et de l'Aquaculture*, Sidi Thabet, le 06 juin 2014.107pp.
- Mouvet C., (1986). Métaux lourds et mousses aquatiques ; synthèse méthodologique. Rapport de contrat Lab. Ecol., Univ. Metz/ Agence de l'Eau Rhin- Meuse/ Agence de l'Eau Rhone-Mediterranee-Corse, 104 p.
- Parker S., (2015). AOS Protocol and Procedure: Aquatic Plant and Macroalgae Sampling in Lakes and Non-Wadeable Streams. NEON.DOC.001202
- Pereira-Ramos L., (1989). Exploitation critique des résultats d'analyses de métaux sur sédiments et bryophytes dans le bassin Seine-Normandie. De 1979 a 1988. Agence de Bassin Seine Normandie, Institut d'Hydrologie et de climatologie, Naturalia et Biologia, 142 p.
- Poilecot, P. (2002). Contribution à la définition de méthodologies d'inventaires biologiques dans le cadre du projet Interactions Elevage-Faune Sauvage-Environnement autour des aires protégées dans le Sud-Est du Tchad. Tchad: Centre de Documentation du Cirad.
- Pont, B., & Mathieu, M. (2011). Protocole Odonates - 2011. Association des amis de l'Île de la Platière. Société Français d'Odonatologie . (s.d.). Récupéré sur http://www.libellules.org/fra/fra_index.php.
- Say P.J., Harding P.C., Whitton B.A., (1981). Aquatic mosses as monitors of heavy metal contamination in the river Etherow, Great Britain. In: Clavery B., 1995. Les bryophytes aquatiques comme traceurs de la contamination métallique des eaux continentales. Influence de différents paramètres sur l'accumulation des métaux et développement d'un Module d'Intégration de la Micropollution (M.I.M.). Th. Doct. Tox. Env. : Univ. Metz, 238 p.

Say P. J. et Whitton B.A., (1983). Accumulation of heavy metals by aquatic mosses. 1: *Fontinalis antipyretica* Hedw. In: AH-PENG Claudine. Mise au point d'un outil diagnostic basé sur l'utilisation de la mousse aquatique *Fontinalis antipyretica* Hedw. en culture pour l'estimation de la qualité des cours d'eau. Diplôme de recherches technologiques. Mention : Ingénierie de la Santé et de l'Environnement : Univ. Lille 2, 178 p.

Secrétariat de la Convention de Ramsar, (2010). Inventaire, évaluation et suivi : Cadre intégré pour l'inventaire, l'évaluation et le suivi des zones humides. Manuels Ramsar pour l'utilisation rationnelle des zones humides, 4e édition, vol. 13. Secrétariat de la Convention de Ramsar, Gland, Suisse.

Shaw A.J. & Goffinet B., (2000). *Bryophyte Biology*. Cambridge University Press, Cambridge.

Siddig, A. A., Ellison, A. M., Ochs, A., Villar-Leeman, C., & Lau, M. K. (2016). How do ecologists select and use indicator species to monitor ecological change? Insights from 14 years of publication in *Ecological Indicators*. *Ecological Indicators*, 60, 223-230.

Söderström L, Hagborg A, von Konrat M, et al., (2016). World checklist of hornworts and liverworts. *PhytoKeys*, 59: 1-828.

Soldati, F. (2000). Etude des peuplements de coléoptères terricoles de quatre formations naturelles du Nord de la France. Millas: Office pour l'information Eco-Entomologique du LanguedocRoussillon.

Tan B.C. & Pocs T., (2000). Bryogeography and conservation of bryophytes. In: A.J. Shaw & B. Goffinet (eds.), *Bryophyte biology*. Cambridge University Press, Cambridge, pp. 403-448.

Tanguy, A., & Gourdain, P. (2011). Guide méthodologique pour les inventaires faunistiques Atlas de la Biodiversité dans les communes (ABC). MNHN– MEDDTL

Thiebaut, G., Tremoliere, M., Lamber-Servien, E., & Muller, S. (2010). 2.5. Les végétaux aquatiques : des indicateurs biologiques de la qualité des eaux. Dans J.-C. Lefeuvre, Carrières, Biodiversité et fonctionnement des hydrosystèmes (p. 380). Paris: Lefeuvre J.-C.

Vašek M., Kubečka J M., Čech V., Draštík J., Matěna T., Mrkvička J., Peterka & Prchalová M., (2009). Diel variation in gillnet catches and vertical distribution of pelagic fishes in a stratified European reservoir. *Fisheries Research* 96:64–69.

Wehr J.D. et Whitton B.A., (1983). Accumulation of heavy metals by aquatic mosses. 3: Seasonal changes. In: AH-PENG Claudine. Mise au point d'un outil diagnostic basé sur l'utilisation de la mousse aquatique *Fontinalis antipyretica* Hedw. en culture pour l'estimation de la qualité des cours d'eau. Diplôme de recherches technologiques. Mention : Ingénierie de la Santé et de l'Environnement : Univ. Lille 2, 178 p.