



ÉCHANTILLONNAGE ET TRAITEMENT AU LABORATOIRE DE MACROINVERTÉBRÉS ET DE MACROPHYTES EN PETIT PLAN D'EAU PEU PROFOND (MARES ET ÉTANGS)

SAMPLING AND LABORATORY METHODS FOR INVERTEBRATES AND MACROPHYTES OF SMALL SHALLOW LAKES

Et collecte des données permettant de calculer l'indice
multi-métrique **BECOME** Bio-indication des Écosystèmes
Mares et Etangs

V 1.2.3

Octobre 2023 – version bilingue



BIOINDICATION
DES **ECOSYSTEMES**
MARES ET ETANGS
BECOME
par **Aquabio**



lescop
SOCIÉTÉS COOPÉRATIVES
ET PARTICIPATIVES

5 agences couvrant l'ensemble du territoire et
plus de **20 ans d'expérience** d'étude des milieux aquatiques.

Agence Sud-Ouest - Siège social

ZA du Grand Bois Est, route de Créon
33750 SAINT-GERMAIN-DU-PUCH
Tel. 05 57 24 57 21
contact@aquabio-conseil.com

Agence Centre

ZAC les Acilloux, 10 rue Hector Guima
63800 COURNON D'Auvergne
Tel. 04 73 24 77 40
centre@aquabio-conseil.com

Agence Nord-Est

Ferme du Marot - D14
25870 CHÂTILLON-LE-DUC
Tel. 03 81 52 97 46
nord-est@aquabio-conseil.com

Agence Ouest

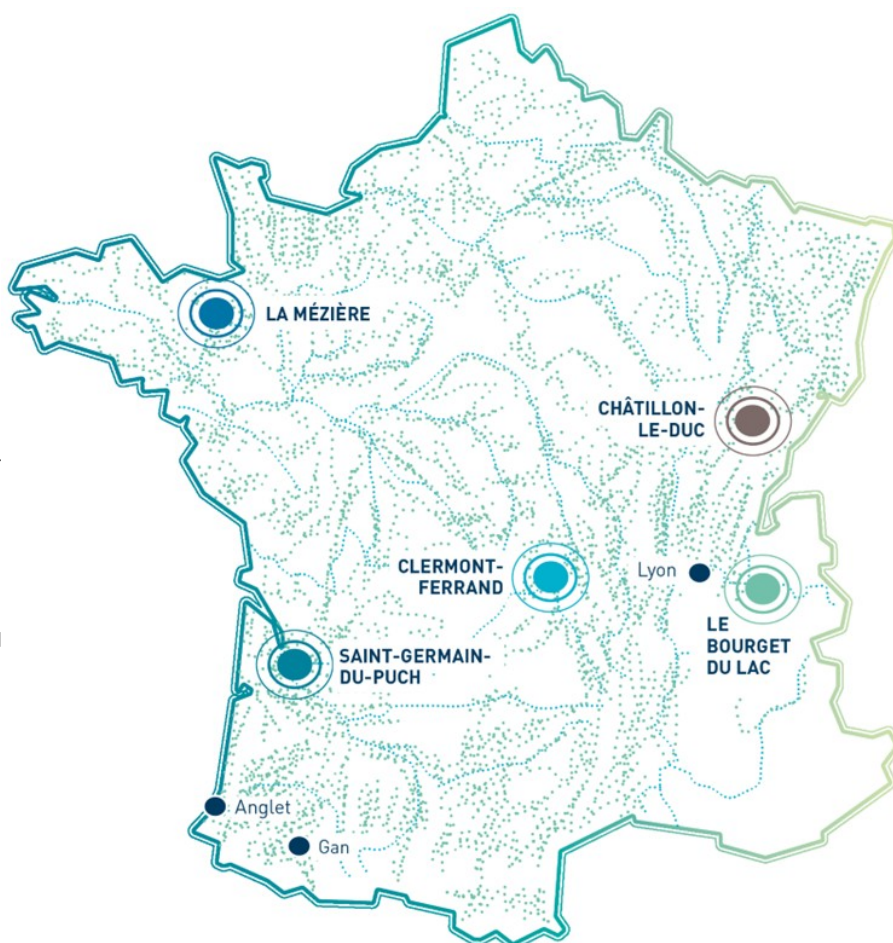
ZAC Beauséjour, rue de la gare du tram
35520 LA MÉZIÈRE
Tel. 02 99 69 73 77
ouest@aquabio-conseil.com

Agence de Chambéry

Bâtiment Andromède, 108 avenue du
BP70363
73372 Le Bourget du Lac Cédex
Tel. 04 79 33 64 55
chambéry@aquabio-conseil.com

Nos relais et partenaires locaux

Anglet, Gan



RÉDACTEUR

Nom : Frédéric Labat

Date : 02 octobre 2023



Table des matières

I. Avant-propos - <i>Foreword</i>	5
II. Domaine d'application.....	6
III. Termes et définitions.....	6
IV. Principes de la méthode.....	9
V. Matériel.....	9
V.1. Documents préparatoires.....	9
V.2. Appareils d'observation et de prélèvement en plans d'eau.....	9
V.3. Matériel de conditionnement et de conservation des échantillons.....	10
V.3.1. Matériel de conditionnement.....	10
V.3.2. Étiquetage des échantillons.....	10
V.3.3. Liquide de conservation.....	10
V.4. Matériel de préparation et d'observation des échantillons au laboratoire.....	11
VI. L'échantillonnage.....	11
VI.1. Étapes préalables aux prélèvements.....	11
VI.1.1. Conditions des prélèvements.....	11
VI.1.2. Délimitation de la station de mesure.....	11
VI.1.3. Cas de grandes zones tourbeuses ou de marais.....	12
VI.1.4. Optimisation de la prospection de la zone navigable.....	12
VI.2. Relevé des macrophytes.....	12
VI.2.1. Positionnement des parcours et des points contacts.....	13
VI.2.2. Opérations de prospection.....	13
VI.2.3. Cas des secteurs non ou difficilement prospectables à pied ou en bateau.....	13
VI.2.4. Récolte d'échantillons de macrophytes et recommandations pour leur pré-traitement.....	14
VI.2.5. Constitution de la liste floristique.....	14
VI.2.6. Vérifications taxonomiques.....	14
VI.3. Échantillonnage des invertébrés.....	15
VI.3.1. Préparation du plan d'échantillonnage des invertébrés.....	15
VI.3.2. Échantillonnage.....	17
VI.3.3. Traitement de l'échantillon sur le terrain.....	18
VI.3.4. Constitution de la liste faunistique.....	19
VI.4. Informations à relever sur le terrain et informations à présenter sur le rapport d'essai.....	21
VI.4.1. Description du point de prélèvement et de l'opération de prélèvement.....	21
VI.4.2. Grille d'échantillonnage invertébrés.....	22
VI.4.3. Liste floristique.....	22
VI.4.4. Liste faunistique.....	22
VII. Calcul d'indices relatifs à la méthode d'échantillonnage.....	23
ENGLISH VERSION	24
I. Scope of application.....	24
II. Terms and definitions.....	24
III. Principles of the method.....	26
IV. EQUIPMENT.....	26
IV.1. Preparatory documents.....	26
IV.2. Observation and sampling equipment in water bodies.....	26
IV.3. Packaging and preservation equipment for the sample.....	27
IV.3.1. Packaging equipment.....	27
IV.3.2. Labelling of samples.....	27
IV.3.3. Preservative liquid.....	27
IV.4. Equipment for preparing and observing samples in the laboratory.....	28
V. Sampling.....	28
V.1. Steps prior to sampling.....	28

V.1.1. Conditions for sampling.....	28
V.1.2. Delimitation of the measurement station.....	28
V.1.3. Case of large peat areas or marshes.....	28
V.1.4. Optimization of the navigable area prospection.....	29
V.2. Macrophyte survey.....	29
V.2.1. Positioning of routes and contact points.....	29
V.2.2. Prospecting operations.....	30
V.2.3. Cases of sectors impossible or difficult to explore on foot or by boat.....	30
V.2.4. Collection of macrophyte samples and recommendations for their pre-treatment.....	30
V.2.5. Constitution of the floristic list.....	31
V.2.6. Taxonomic checks.....	31
V.3. Sampling of invertebrates.....	31
V.3.1. Preparation of the invertebrate sampling plan.....	31
V.3.2. Sampling.....	34
V.3.3. Processing of the sample in the field.....	35
V.3.4. Constitution of the faunistic list.....	37
ANNEXE A – SCHÉMA D’UN HAVENEAU – SWEEP-NET SAMPLER.....	39
ANNEXE B - AIDE VISUELLE À L’ESTIMATION DES SURFACES DE RECOUVREMENT.....	40
ANNEXE C - NIVEAU D’IDENTIFICATION ET MODE DE COMPTAGE REQUIS POUR LE TRAITEMENT DES INVERTÉBRÉS EN PLAN D’EAU PEU PROFOND – TAXONOMIC RESOLUTION AND COUNTING FOR INVERTEBRATES OF SMALL SHALLOW LAKES.....	41
ANNEXE D - LISTE DES OUVRAGES DE DÉTERMINATION.....	46
ANNEXE E – EXEMPLES DE STRATÉGIES D’ÉCHANTILLONNAGE – SAMPLING STRATEGIES EXAMPLES.....	50
ANNEXE F – CHOIX DE LA MÉTHODE DE SUIVI D’UN PLAN D’EAU PEU PROFOND.....	52
ANNEXE G – DCE-COMPATIBILITÉ DE L’INDICE BECOME.....	53
ANNEXE H - EXEMPLE DE RENDU FOURNI PAR AQUABIO.....	54

I. AVANT-PROPOS - FOREWORD

Le but du présent document est d'échantillonner et traiter au laboratoire les invertébrés et les macrophytes en plans d'eau peu profonds de moins de 50ha. La méthode d'échantillonnage de macro-invertébrés et de macrophytes a pour objectif d'obtenir une image représentative des communautés d'invertébrés et de végétaux à l'échelle du plan d'eau à la date de l'échantillonnage. Elle n'est pas conçue pour obtenir une image exhaustive de ces peuplements.

Les indices disponibles sont détaillés en annexes G et H.

Pour l'échantillonnage de canaux, de plans d'eau de superficie supérieure à 50ha, des adaptations méthodologiques sont possibles, veuillez dans ce cas contacter Aquabio.

Les méthodes et indicateurs dont il est question dans ce document sont issues du projet de recherche BIOME (BIOindication des Mares et Étangs), financé par Aquabio, une initiative PME biodiversité pilotée par l'ADEME, ainsi que la FDAAPPMA33 pour un volet zone de frayère à brochet potentielle.

En tant que société coopérative, nous avons fait le choix de laisser la possibilité à tous ceux qui le souhaitent d'appliquer gratuitement la méthode et de calculer l'indice multimétrique BECOME. Nous perpétuons ainsi notre engagement envers la communauté, un des 7 principes coopératifs.

The purpose of this document is to sample, and process in a lab, invertebrates and macrophytes from small shallow lakes of less than 50 ha. The objective of the macroinvertebrate and macrophyte sampling method is to obtain a representative picture of invertebrate and plant communities at the water body scale at the time of sampling. It is not designed to provide an exhaustive picture of these communities.

The available indices are detailed in Appendices G and H.

For the sampling of canals and water bodies larger than 50 ha, methodological adaptations are possible. In this case, please contact Aquabio.

The methods and indicators discussed in this document come from the BIOME (BIOindication des Mares et Étangs) research project, financed by Aquabio, a biodiversity SME initiative led by the ADEME, as well as the FDAAPPMA33 for a potential pike spawning area component.

As a cooperative company, we have chosen to allow all those who wish to do so to apply the method and to calculate the BECOME multimetric index. This way, we perpetuate our commitment to the community, one of the 7 cooperative principles.

English version is at the end of this document.

Modifications principales apportées lors de la version 1.2.3 : Aide au choix des méthodes d'évaluation.

II. DOMAINE D'APPLICATION

Le présent document concerne le prélèvement des macro-invertébrés et macrophytes dans les plans d'eau peu profonds de superficie inférieure à 50ha.

Il s'applique à toute surface en eau libre « stagnante » (vitesse d'écoulement inférieure à 5cm/s), délimitable, de superficie inférieure à 50ha, polymictique (dont la profondeur et le fetch provoquent des brassages complets et irréguliers de la masse d'eau) et dont la profondeur permet en théorie la colonisation de la majorité du fond par les macrophytes. Cela concerne donc pour l'essentiel des plans d'eau de profondeur moyenne inférieure à 7 m, mais parfois plus si les conditions hydromorphologiques ou la transparence incluent le plan d'eau dans cette définition. Cette masse d'eau peut être permanente ou temporaire, à condition que l'eau soit fréquemment présente plusieurs mois en période de croissance de la végétation, pour permettre l'installation de végétaux aquatiques.

Ce document n'est pas utilisable pour les canaux, les zones humides dépourvues de cuvette, les plans d'eau de superficie supérieure à 50ha, les plans d'eau profonds inférieurs à 50ha et les plans d'eau dits « marnants » (au sens de la Directive Cadre sur l'Eau).

Des adaptations pour ces milieux sont néanmoins possibles, dans ce cadre vous pouvez contacter Aquabio à l'adresse plan.deau@aquabio-conseil.com

Cette méthode a été développée pour un usage en France métropolitaine, son application est possible sur d'autres territoires présentant les mêmes types de masse d'eau, de faune macro-invertébrés et de flore macrophytes. Néanmoins, l'usage de l'indice BECOME repose sur des modèles prédictifs des valeurs de référence des métriques incluant des données climatiques. L'algorithme de calcul attribuera par défaut les données les plus proches disponibles en France, ce qui peut engendrer des erreurs de prédiction.

La DCE-compatibilité de la méthode et de l'indice multi-métrique BECOME est précisée en annexe G.

III. TERMES ET DÉFINITIONS

Pour les besoins du présent document, les termes et définitions suivantes s'appliquent.

- > appareil de prélèvement haveneau (voir Annexe A) – *Sweep-net* (Annex A)

Cadre carré de 20 cm de hauteur pour 30 cm de large, équipé d'un manche rigide d'1m de long et d'un filet de 0,5 mm de vide de maille (environ).

- > échantillon

Ensemble des 12 échantillons élémentaires invertébrés réalisés sur un point de prélèvement à une date donnée ou du relevé de toutes les espèces de macrophytes.

- > échantillon élémentaire

Éléments récoltés (substrat et macro-invertébrés) résultant d'un prélèvement élémentaire (voir ci-après)

- > élutriation

Séparation de la fraction organique (remise en suspension dans la masse d'eau et récupérée dans un tamis ou filet de maille d'environ 0,5 mm) et la fraction minérale (lourde et restant au fond du récipient utilisé) selon leur densité par agitation dans l'eau (au moins trois fois conseillé). Deux phases sont donc séparées : la fraction surnageante et le refus d'élutriation.

- > gouille

Trou d'eau pouvant dépasser 10m², parfois intégré dans une tourbière associée à un plan d'eau plus important, et formant une entité distincte à ce plan d'eau.

- > habitat

Substrat ou espace de vie potentiel des invertébrés. Le paragraphe 5.2 liste les 12 types et les sous-types d'habitat (bryophytes, pleine eau, etc.)

- > héliophyte

Plante vivant généralement le pied dans l'eau, et possédant sa plus grande partie dressée hors de l'eau (ex. : Roseau)

- > hydrophyte

Plante vivant dans ou à la surface de l'eau (exemple : Potamogeton)

- > interface eau-terre à macrophyte

Zone submergée occupée par des macrophytes et dont la hauteur d'eau est inférieure à 20 cm (hauteur du cadre du haveneau). Tous les habitats à macrophytes ne faisant pas partie de l'interface sont donc situés à une profondeur supérieure à 20 cm.

- > limite des plus hautes eaux

Niveau visible des hautes eaux d'un plan d'eau représenté généralement par une ligne ou empreinte physique sur la rive. Elle peut être indiquée par des modifications des caractéristiques physiques (traces d'érosion, etc.) et/ou biologiques (zone de substitution de la végétation aquatique ou nettement hygrophile par la végétation terrestre) distinctives de la rive. Dans le cas des grandes tourbières, elle peut donc inclure l'intégralité de la zone où les macrophytes sont sous influence de la nappe.

- > macro-invertébrés aquatiques

Les macro-invertébrés aquatiques regroupent les insectes (larves, nymphes ou adultes), les crustacés, les mollusques, les vers et autres invertébrés, fixés sur un substrat ou non, dont une partie au moins du cycle de vie est aquatique et généralement supérieur à 2 mois. Ils doivent être retenus dans un filet d'environ 0,5 mm de vide de maille. Cela inclut les hydracariens mais exclut les gros microcrustacés.

- > macrophytes

Végétaux aquatiques, amphibies ou fortement hygrophile (coefficient d'Ellenberg >6) visibles à l'œil nu, comprenant des phanérogames, des ptéridophytes, des bryophytes, des lichens, des Characées. Les colonies d'algues filamenteuses et par extension, certaines cyanobactéries et organismes hétérotrophes ne sont pas pris en compte dans cette méthode en raison de problèmes de représentativité, mais ils peuvent être relevés.

- > parcours

Lorsque le fond n'est pas visible, l'opérateur réalise des parcours en zigzag sur lesquels sont réalisés des points-contacts. Un parcours correspond à la distance parcourue entre une rive et sa rive opposée ou une rive et la zone aphotique. La distance entre chaque parcours et leurs positions sont laissées au jugement de l'opérateur, en fonction de la présence ou non de macrophytes contactés ou observés. La position de chaque parcours doit intégrer la diversité morphologique du plan d'eau et être répartie de manière la plus homogène possible sur toute sa superficie.

- > patch de végétation

La majorité des macrophytes et plus particulièrement les hydrophytes a tendance à se regrouper en patch : ils occupent des petites ou grandes zones homogènes, différentes des zones qui les entourent.

- > placette de prélèvement

Surface à échantillonner correspondant à une surface contiguë, ou fragmentée équivalente. Cette surface est fixée selon le type d'habitat (en général 1m² ou 1/20m²).

- > pleustophyte

Plante flottant à la surface de l'eau, et dont les racines sont libres dans l'eau. Cela concerne la plupart des espèces de lentilles d'eau, la petite fougère Azolla...

- > rive

Bordure permanente d'un plan d'eau située hors de l'eau mais pouvant être partiellement submergée durant la période de hautes eaux. Constituée par la zone riveraine, le talus et la plage, et prospectable à pied.

- > station de mesure

Zone d'application de la méthode pour un plan d'eau ou une cuvette, sur lequel sont effectués des mesures ou des prélèvements en vue d'analyses biologiques.

- > taxon

unité systématique de détermination

- > zone d'afférence

zone directement influencée par un cours d'eau alimentant le plan d'eau

> zone euphotique

zone aquatique, comprise entre la surface et la profondeur maximale d'un plan d'eau, exposée à une lumière suffisante pour que la photosynthèse se produise (généralement la profondeur à laquelle l'intensité lumineuse résiduelle correspond à 1 % de celle en surface). Elle est fixée théoriquement à 2,5 fois la valeur de la mesure de la transparence des eaux mesurée au disque de Secchi

> zone littorale navigable

Bordure permanente d'un plan d'eau, submergée, prospectable en bateau, dont le fond est compris dans la zone euphotique, où est généralement concentrée la majorité des hydrophytes.

> Zone littorale prospectable à pied

Bordure permanente d'un plan d'eau, submergée, de profondeur inférieure à 1,5m, prospectable à pied, où est généralement concentrée la majorité des hélrophytes.

IV. PRINCIPES DE LA MÉTHODE

Les étapes consistent à :

- 1) observer *in situ* des communautés macrophytiques des plans d'eau peu profonds, avec identification des taxons, estimation de leur abondance et prélèvements éventuels d'échantillons pour vérification, en veillant à ne pas perturber les habitats invertébrés à échantillonner. Ces observations sont réalisées à l'échelle de la station de mesure
- 2) identifier sur le terrain les habitats invertébrés présents
- 3) estimer les surfaces des habitats invertébrés et établir un plan d'échantillonnage
- 4) réaliser jusqu'à 12 prélèvements élémentaires d'invertébrés.
- 5) remplir la fiche de prélèvement.
- 6) traiter les échantillons au laboratoire
- 7) calculer les indicateurs

V. MATÉRIEL

V.1. Documents préparatoires

Il s'agit de documents cartographiques et photographiques nécessaires pour effectuer le travail préalable aux interventions sur le terrain et lors de la réalisation des campagnes :

- cartes type IGN au 1/25 000, cartes de végétation, cartes bathymétriques, sous format papier ou numérique,
- documents photographiques, tels que des photos aériennes, des photos satellites, des orthophotos.

Ces documents doivent être suffisamment récents et de nature à permettre d'optimiser le temps d'échantillonnage et l'identification des types supposés de végétation dans les grandes tourbières.

V.2. Appareils d'observation et de prélèvement en plans d'eau

- > Râteau à manche télescopique :

il est utilisé pour prélever les plantes en profondeur par point contact, sa longueur conseillée est de 4 m. Le fer du râteau doit être d'une largeur minimale de 30 cm, à dents droites espacées d'environ 2 à 3 cm. Le manche doit être gradué de manière à estimer la profondeur avec une précision de l'ordre de 10 cm.

- > Échantillonneur haveneau
- > Grappin :

pour les profondeurs supérieures à 4 m, les prélèvements se font à l'aide d'un grappin fixé à l'extrémité d'une corde, manipulé depuis une embarcation. Cet outil peut être composé d'un double râteau ou être à crochets multiples. La corde doit être graduée de manière à permettre l'estimation de la profondeur avec une précision de l'ordre de 50 cm.

- > Boite à fond vitré ou bathyscope :

un bathyscope peut être employé à la place du râteau quand les conditions (transparence, profondeur, éclairage) permettent une observation efficace de la végétation présente, particulièrement dans la zone littorale. Cette méthode d'observation est également privilégiée quand la probabilité de rencontrer des espèces protégées ou à fort caractère patrimonial dans ces zones de faible profondeur est élevée (méthode d'observation non destructive).

- > Lunettes polarisantes (optionnel) :

ces lunettes permettent de limiter les reflets de surface et peuvent ainsi améliorer la qualité des observations.

- > Loupe de terrain (optionnel) :

le grossissement peut être de l'ordre de 10 à 20. Son utilisation lors des prélèvements peut faciliter la détermination de certains taxons.

- > Embarcation (à moteur ou rames) :

elle doit être adaptée aux conditions d'observation (nombre d'opérateurs, distance à parcourir, conformation des rives...) et à la réglementation en vigueur sur les plans d'eau échantillonnés.

- > Récepteur GPS portable :

il doit permettre d'obtenir une précision de mesure de l'ordre de 5 à 10 m. En cas d'impossibilité d'utilisation, les coordonnées doivent être définies à l'aide d'un moyen permettant d'obtenir une précision et une justesse équivalente pour localiser le plan d'eau

- > Disque d'évaluation de la transparence (disque de Secchi) :

cet appareil et son utilisation doivent être conformes à la norme ISO 7027.

- > Appareil photographique (optionnel) :

il doit être adapté à la prise de vues des espèces végétales sur le terrain et être éventuellement muni d'un filtre polarisant.

- > Récipients hermétiques pour les échantillons.
- > Théodolite ou tout appareillage permettant d'évaluer avec une bonne précision la superficie de la station de mesure (optionnel)

Ce matériel n'est nécessaire que lorsqu'une évaluation de la superficie à partir de photographies satellites n'est pas possible (trop petite superficie, mares ombragées).

V.3. Matériel de conditionnement et de conservation des échantillons

V.3.1. Matériel de conditionnement

Des sacs ou flacons à col large, en matière plastique, à fermeture étanche doivent être utilisés pour les invertébrés. Divers contenant à fermeture étanche, adaptée à la taille des macrophytes, doivent être utilisés. Les bryophytes séchés peuvent être conservés dans des enveloppes.

V.3.2. Étiquetage des échantillons

Le matériel utilisé pour l'étiquetage doit garantir une identification précise de chaque échantillon prélevé (date, identifiant du plan d'eau, taxon (macrophytes) ou n° d'échantillon élémentaire (invertébrés). Il se compose classiquement d'étiquettes résistantes à l'eau et de marqueurs à encre indélébile.

V.3.3. Liquide de conservation

AVERTISSEMENT concernant la sécurité :

- > la manipulation des produits chimiques doit respecter les consignes des fiches de sécurité (notamment port de gants et de lunettes sur le terrain, étiquetage des flacons) ;
- > les conditions de prélèvements en plan d'eau doivent respecter les législations d'hygiène et sécurité en vigueur.

Il est rappelé que, dans la mesure où le formol présente des risques graves pour la santé, il est conseillé d'utiliser la conservation à l'alcool. La congélation est déconseillée en raison des problèmes de conservation inhérents à la forte quantité de matières organiques de certains échantillons élémentaires.

- > Éthanol (invertébrés):

Concentration finale dans l'échantillon de 70 % à 80 % environ à 95°. Attention : compte tenu de la teneur en eau des échantillons, même égouttés sur tamis, cette teneur finale est souvent obtenue par ajout d'éthanol à 90 % environ aux échantillons. Il convient d'éliminer le maximum d'eau afin d'assurer la meilleure conservation possible des échantillons. Il est également possible d'ajouter du formol (<2%) afin d'améliorer la conservation des échantillons.

- > Éthanol (macrophytes):

Concentration finale de l'échantillon de 30 à 40 % environ à 95°, associée à de l'acétate de cuivre.

V.4. Matériel de préparation et d'observation des échantillons au laboratoire

- > Petit matériel courant de laboratoire (pinces, scalpel, lames, lamelles, coupelles, bacs de tri...).
- > Loupe binoculaire (gamme $\times 20$ à $\times 60$ au minimum).
- > Microscope optique (grossissement nécessaire : $\times 100$ à $\times 400$ au minimum).

VI. L'ÉCHANTILLONNAGE

VI.1. Étapes préalables aux prélèvements

VI.1.1. Conditions des prélèvements

Les relevés sont à réaliser en une seule fois, en période de développement de la végétation (entre début juin et fin septembre). Si une interruption des relevés est inévitable (par exemple en raison de mauvaises conditions météorologiques), elle ne doit pas dépasser une semaine.

Il est conseillé d'éviter les périodes de fortes précipitations susceptibles de diminuer significativement la transparence ou d'augmenter le niveau des eaux, ou les périodes de forts vents, susceptibles de déranger la faune ou de mettre en danger les opérateurs.

VI.1.2. Délimitation de la station de mesure

La station de mesure est délimitée par la limite des plus hautes eaux.

Il est vivement conseillé de délimiter la station de mesure à l'aide de photographies aériennes, afin d'estimer au mieux la superficie de la station de mesure. Des corrections sur le terrain peuvent être apportées à cette délimitation directement sur photo satellite. Ce travail préalable permet d'estimer au mieux la superficie de la station de mesure et des habitats invertébrés. Des applications comme géoportail ou google earth permettent de réaliser ces estimations, avant la phase terrain ou sur le terrain si les conditions de connexion GSM le permettent. Des applications SIG qui peuvent fonctionner sur le terrain hors connexion peuvent également être utilisées. Cette estimation ne nécessite aucune métrologie. Lorsque cette estimation n'est pas possible à l'aide de photographie (par exemple mare ombragée à plus de 60 %), du matériel permettant de mesurer cette superficie est nécessaire (théodolite...). L'utilisation de GPS traditionnels ou téléphones est proscrite sur les stations de mesure ombragées, leur petite superficie et les conditions de couverture végétale ne permettant pas une estimation des superficies suffisamment précise. Cette estimation ne nécessite néanmoins pas de métrologie.

Les îlots peuvent ne pas faire partie de la station de mesure lorsqu'ils sont en dehors de la limite de plus hautes eaux. Ils sont alors exclus de la superficie de la station.

Les zones d'afférence, les plans d'eau annexes sont exclus de la station de mesure quand ceux-ci ne sont pas représentatifs du plan d'eau. Les zones lotiques (par exemple, « plan d'eau » traversé par un cours d'eau) sont également exclues. Les radeaux flottants, les milieux tourbeux représentatifs inclus dans la cuvette historique sont à prendre en compte, à l'exception des gouilles non représentatives qui peuvent y être associées.

VI.1.3. Cas de grandes zones tourbeuses ou de marais

Certains grands milieux possèdent de grandes zones humides associées dans leur cuvette (radeaux flottants, zone tourbeuse occupée par une végétation nettement hydrophile à hygrophile clairement délimitable car issue par exemple de la cuvette d'origine glaciaire), zone de marais. Un relevé macrophyte sur l'intégralité de cette zone étant trop chronophage, un plan d'échantillonnage doit être préparé en amont, à partir de photographies satellites suffisamment récente. Dans ces milieux, la végétation s'organise en patchs homogènes de groupements végétaux, qui forment des couleurs distinctes sur les photos aériennes. Un « chemin » de prospection est donc préparé. Ce chemin doit croiser tous les groupements végétaux supposés, tout en assurant une prospection maximisée le long de la marge externe de la tourbière ou zone de marais.

VI.1.4. Optimisation de la prospection de la zone navigable

Sur les plans d'eau de plusieurs hectares à la bathymétrie inconnue, il est conseillé d'utiliser des photographies satellites, afin de repérer les zones de haut fond et d'éventuels patchs de végétation (cela ne fonctionne pas sur des plans d'eau turbides, qui dans ce cas sont généralement dépourvus d'hydrophytes).

VI.2. Relevé des macrophytes

Il est rappelé que les étapes ci-dessous ont pour objectif de faire un relevé représentatif de la végétation et d'identifier les habitats invertébrés à prélever avec une estimation des pourcentages de recouvrement. Cette estimation ne nécessite aucune métrologie (voir les difficultés listées dans le paragraphe 5.1.4).

Le relevé macrophyte permet de réaliser une reconnaissance de la station de mesure et estimer les recouvrements des différents habitats invertébrés présents. Ce relevé doit être réalisé en prenant bien soin de ne pas altérer les habitats invertébrés à échantillonner, ni déranger la faune, susceptible, si elle est dérangée, de changer d'habitat.

Plus le plan d'eau est peu profond et de petite superficie, plus la végétation s'organise en patchs aléatoires. L'utilisation de transects est donc proscrite, car elle ne permet pas d'obtenir une image représentative de la végétation.

Les abondances sont relevées selon les modalités indiquées tableau 1

Tableau 1 — Évaluation de l'indice d'abondance des macrophytes

Indice d'abondance	Description
1	Quelques pieds
2	Quelques petits herbiers
3	Petits herbiers assez fréquents
4	Grands herbiers discontinus
5	Herbiers continus

VI.2.1. Positionnement des parcours et des points contacts

Le nombre de points contacts et de parcours à réaliser doit être adapté à la situation observée. Plus le milieu est riche et hétérogène en macrophytes, plus le nombre de parcours et de points contacts doit être important.

Les points contacts sont à réaliser lorsque le fond n'est pas visible. Ces points contacts sont réalisés au râteau, ou au grappin si la profondeur est trop importante.

Ces points contacts sont positionnés uniquement dans la zone où le fond est compris dans la zone euphotique. Si la bathymétrie, donc les limites horizontales approximatives de la zone aphotique, n'est pas connue, des points contacts complémentaires sont réalisés afin de définir et prospecter approximativement cette zone.

- > Quand le fond et aucun macrophyte n'est visible, la présence de macrophytes est exceptionnelle. Les points contacts servent donc à s'assurer que les macrophytes sont bien absents. Dans ce cas, pas plus de 10 points contacts consécutifs sans macrophyte sont nécessaires sur l'intégralité du plan d'eau. Ces points contacts doivent être répartis au mieux sur tout le plan d'eau, en excluant les surfaces où le fond est compris dans la zone aphotique.
- > Si des macrophytes sont observables ou contactés, le nombre de points contacts est à adapter à l'hétérogénéité observée sur site.

VI.2.2. Opérations de prospection

L'observation doit avoir lieu sur l'intégralité de la station de mesure, en réalisant des zigzags si nécessaire. Il convient généralement :

- > Dans un premier temps, de réaliser l'observation depuis la rive, avec d'éventuelles incursions dans l'eau, afin de repérer les patches de végétation éventuels et l'organisation générale du site.
- > L'observation est ensuite complétée lors de la prospection en bateau (quand elle est nécessaire) et lors de l'échantillonnage des invertébrés, ce qui permet de ne pas altérer l'échantillonnage des invertébrés.
- > Il est déconseillé de réaliser une prospection sur chaque m² qui provoquerait un piétinement intensif du plan d'eau, susceptible d'altérer le plan d'eau, la faune et la flore.
- > La végétation est, quand les conditions de transparence le permettent, identifiée principalement à distance. Chaque type de patch (espèces présentes visiblement identiques) fait l'objet d'excursions attentives, manuellement ou au râteau /grappin selon la profondeur.
- > Si les conditions de transparence ne le permettent pas, des points contacts à la main sont réalisés. Dans ce cas, de 2 à 5 points contacts consécutifs sans macrophyte sont nécessaires par parcours. Si des macrophytes sont contactés, le nombre de points contact (minimum 5 par parcours avec macrophytes) est à adapter à l'hétérogénéité observée sur site.
- > Si la végétation est trop haute ou trop dense pour avoir une bonne visibilité et assurer une prospection rapide et efficace (Roselière à *Phragmites*, herbiers à *Equisetum fluviatile*...), la prospection est réalisée à minima par le biais de 3 incursions perpendiculaires à la rive pour chaque patch.

VI.2.3. Cas des secteurs non ou difficilement prospectables à pied ou en bateau

Un plan d'eau peut ne pas être intégralement prospectable en raison de (liste non exhaustive) :

- > secteurs très peu profonds voire sans eau de surface, et fortement envasés, ne permettant ni prospection à pied, ni prospection bateau.
- > ronciers, broussailles infranchissables
- > secteurs de radeau flottant instables et densément végétalisés

Il convient de réaliser une à trois excursions sur ces zones depuis une embarcation si ces zones sont accessibles depuis une embarcation, ou à défaut depuis la rive si un ou plusieurs accès ponctuels sont présents, sans mise en danger de l'opérateur. Dans le cas contraire, les recouvrements des éventuels macrophytes sont estimés à distance.

VI.2.4. Récolte d'échantillons de macrophytes et recommandations pour leur pré-traitement

Prélever tous les taxons dont la détermination *in situ* n'est potentiellement pas assez fiable et qui nécessitent donc une détermination au laboratoire. Il s'agit en particulier des Characées, de la plupart des bryophytes et de certains genres de phanérogames susceptibles de présenter des difficultés de détermination *in situ* (*Ranunculus*, *Potamogeton*, *Callitriche*, *Utricularia*, etc.). Ces échantillons seront mis dans des contenants référencés. La récolte sera également indiquée sur la fiche de relevé. Il est souhaitable que ces échantillons soient ensuite transportés en glacière pour éviter leur détérioration.

On veillera à récolter les échantillons les plus complets possibles (avec fleurs et fruits, si possible), et morphologiquement les plus variés.

La règle de prélèvement est la suivante : on prélève dès qu'un taxon semble différent des autres taxons observés.

On prélève au maximum trois fois des échantillons supposés correspondre à des taxons identiques.

En cas d'impossibilité de conservation au froid avant examen, un pré-traitement des échantillons est indispensable.

Les bryophytes peuvent être séchés à l'air ou conservés dans de l'éthanol associé à de l'acétate de cuivre.

Les plantes supérieures peuvent être conservées dans de l'éthanol associé à de l'acétate de cuivre ou mises sous presse pour séchage et constitution d'herbier.

Il est à noter que les algues filamenteuses ne sont pas échantillonnées, en raison d'une trop grande variabilité temporelle des communautés sur ces milieux.

VI.2.5. Constitution de la liste floristique

La détermination des taxons inventoriés pourra être réalisée sur site ou au laboratoire. Certains groupes nécessitant une observation à fort grossissement devront être échantillonnés (voir VI.2.4), conditionnés de façon adaptée et rapportés au laboratoire.

La détermination de ces échantillons est délicate. Le recours à des experts peut s'avérer utile. Outre la conservation souhaitable des échantillons, la réalisation de photographies (macrophotographies si nécessaire) peut être un complément utile.

Dans tous les cas, la liste floristique définitive ne sera dressée qu'après vérification taxonomique (voir VI.2.6).

Les renoncules du sous-genre *Batrachium* non identifiables à l'espèce doivent être identifiées dans la liste comme *Batrachium*, afin de les distinguer des autres renoncules, qui ne correspondent pas aux mêmes formes de vie.

Les sphaignes ne sont à identifier qu'au niveau du genre.

VI.2.6. Vérifications taxonomiques

> Généralités

La phase de vérification taxonomique est indispensable. On se référera aux ouvrages indiqués en Annexe E.

Il est préconisé que ce soient les opérateurs de terrain qui effectuent eux-mêmes leurs déterminations (ou au moins des pré-déterminations sur le terrain).

> Recommandations pour les bryophytes

Les bryophytes pourront, pour la plupart, être examinés sur échantillons séchés à l'air. Pour les hépatiques à feuilles, il est recommandé d'effectuer une observation en frais. Selon les taxons, la détermination des échantillons se fait au microscope ou à la loupe binoculaire.

> Recommandations pour les plantes vasculaires

Les végétaux vasculaires devront être examinés de préférence à l'état frais, ou après conservation par un moyen adapté. Suivant les caractères à observer, on utilisera une loupe de terrain, une binoculaire ou un microscope.

VI.3. Échantillonnage des invertébrés

VI.3.1. Préparation du plan d'échantillonnage des invertébrés

Il peut être réalisé conjointement ou à la fin du relevé des macrophytes.

Il est rappelé que les étapes ci-dessous ont pour objectif de faire un choix des habitats à prélever avec une estimation des pourcentages de recouvrement. Cette estimation ne nécessite aucune métrologie.

Estimation de la superficie : la superficie mouillée du site pouvant être assez variable en fonction de la date d'échantillonnage, la superficie à relever correspond à celle de la station de mesure.

Identification des habitats : celle-ci se fait au cours du relevé macrophytes, qui permet d'obtenir une vision plus représentative du site, et de repérer plus efficacement les habitats.

Estimation visuelle de leur superficie relative. Pour avoir une meilleure vision de ces superficies il est conseillé de calculer la superficie qui correspond à 1 % de la superficie totale de la station de mesure.

L'estimation des recouvrements des habitats situés en zone profonde est réalisée lors de la prospection par point contact des macrophytes. En cas de doute sur la nature des habitats de la zone aphotique, des points contacts complémentaires peuvent être réalisés dans la zone aphotique.

Les différents habitats sont identifiés. Sur la grille d'échantillonnage (tableau 2), il est noté la superficie des substrats estimée visuellement (voir l'aide visuelle en Annexe B), et notée en pourcentage de la surface totale de la station de mesure. La somme des superficies relatives peut être supérieure à 100 %. L'habitat superficiel et les habitats sous-jacents sont comptabilisés (les couches recouvertes mais échantillonnables sont prises en compte : par exemple des pierres ou des vases sous des végétaux, sauf si ces pierres ou vases sont incluses dans une matrice de racines et de végétaux morts ne permettant pas de les considérer comme un habitat pierreux ou vaseux).

Un colmatage fin (par exemple de limons) ne sera pas considéré comme l'habitat principal.

Les pourcentages dans la colonne «Superficie relative» devront être donnés à l'unité près : par exemple 12 % et non 11,6 %. Les pourcentages de moins de 1 % peuvent être notés jusqu'à 2 décimales (cela permet de garantir la représentativité du fonctionnement du plan d'eau tout en échantillonnant des habitats peu représentés mais avec une richesse faunistique intéressante).

Les estimations réalisées lors de la prospection depuis la rive sont souvent remises en cause lors des prospections de la zone littorale ou lors des essais d'échantillonnage invertébrés (mauvaise identification des substrats, etc.).

Dans tous les cas, il est conseillé, dans la mesure du possible, de faire un plan provisoire qui pourra être ajusté au fur et à mesure de la prospection du point de prélèvement lors de la réalisation des prélèvements élémentaires.

Il est donc inutile de faire des estimations fines pour le premier plan prévisionnel. Par contre, il est indispensable de revoir, de corriger et d'affiner si besoin les estimations de pourcentage de recouvrement en fin de prélèvement.

Si le fond n'est pas visible, la méthode est appliquée après estimation des recouvrements par sondage (à la main, au pied, au haveneau ou au râteau).

Les difficultés rencontrées pour établir le plan d'échantillonnage et estimer les pourcentages de recouvrement devront être indiquées sur la feuille d'échantillonnage.

Tableau 2 – Grille d'échantillonnage des habitats d'invertébrés

	Habitats invertébrés		Présence (croix)	N° échantillon	Surface échantillonnée par échantillon (m ²)	Surface (%)	
	Habitat principal	Sous-habitat				Globale	Sous-surface
H12	Interface eau-terre à macrophytes (P<20cm) Si 12 habitats prélevables, échantillonner le sous-habitat le + représenté Si <12 habitats, réaliser des répétitions sur les sous-habitats, par ordre de représentativité.	Hélophytes à feuilles filiformes traçantes (isolepis, agrostis stol., jonc bulbeux...)					
		Hélophytes à feuilles non filiformes mais à tiges fines (millepertuis, myosotis...)					
		Hydrophytes à grandes feuilles ou à petites feuilles peu ou pas découpées (potamot, renouée, najas, elodée...)					
		Hélophytes à feuilles filiformes non traçantes (carex, joncs...)					
		Hydrophytes à feuilles filiformes ou lasciniées et characées (myriophylle, renoncles aquatiques, utriculaire, ceratophylle...)					
		Hydrophytes à feuilles flottantes, Hélophytes à tiges épaisses (nénuphar, typha, phragmites...)					
		Bryophytes					
H11	Racines (certains touradons peuvent être assimilés à des racines)						
H10	Hélophytes à feuilles filiformes traçantes Hélophytes à feuilles non filiformes mais à tiges fines						
H9	Hydrophytes à grandes feuilles ou à petites feuilles peu ou pas découpées						
H8	Hélophytes à feuilles filiformes non traçantes						
H7	Hydrophytes à feuilles filiformes ou lasciniées et characées						
H6	Pierres, Blocs, Dalle						
H5	Hydrophytes à feuilles flottantes, Hélophytes à tiges épaisses / Lentilles d'eau						
H4	Algues filamenteuses (seulement si mésohabitat distinct ou > 5 % de recouvrement)						
H3	Bryophytes						
H2	Litières, vases Si ombrage >80 % : Réaliser un échantillonnage distinct des 2						
H1	Substrat minéral fin et grossier, talus terreux (sable, gravier, terre, boulettes d'argile...)						
H0a	Dalle						
H0b	Pleine eau : si pas d'habitat macrophytique + mares ombragées + mares recouvertes d'algues ou de lentilles						

VI.3.2.Échantillonnage

L'échantillonnage est réalisé en respectant le plan d'échantillonnage prévisionnel, en l'adaptant au fur et à mesure que l'agent préleveur affine sa connaissance du point de prélèvement (voir VI.3.1).

Les habitats non échantillonnables au haveneau ne sont pas échantillonnés.

Les prélèvements élémentaires peuvent être réalisés dans un ordre quelconque.

Les prélèvements élémentaires doivent si possible être réalisés rapidement et organisés pour éviter :

- 1) la gêne occasionnée par le trouble éventuel de l'eau,
- 2) d'endommager des habitats non prélevés,
- 3) de faire fuir la faune des habitats non prélevés. Sur ce point l'opérateur doit veiller à éviter de projeter son ombre sur ces habitats.

La méthode consiste (voir Tableau 2) :

- 1) la technique haveneau consiste à ramener dans le filet, à la main ou par traction, le substrat présent sur la placette ou à réaliser un échantillonnage de type « troubleau » dans les limites indiquées dans le Tableau 2
- 2) la technique troubleau consiste en l'échantillonnage de 1m² par défaut de l'habitat, en réalisant des aller-retours énergiques et de forte amplitude (environ 60cm). Il est conseillé de ne pas réaliser l'intégralité de l'échantillonnage sur 1m² contigu, afin de maximiser si nécessaire la représentativité de l'échantillonnage. La durée d'un échantillonnage de 1m² ne doit pas dépasser 10 secondes (hors temps de déplacement de l'opérateur).
- 3) si nécessaire traiter l'échantillon sur le terrain pour diminuer son volume, ou éviter la détérioration des taxons par frottement avec des pierres ou des gros graviers.

Le filet doit être vidé et rincé dans un récipient entre chaque prélèvement élémentaire. Le filet doit être vidé et rincé dans des conditions limitant les pertes (projection hors du récipient de récupération), en plaçant par exemple un tamis de 0,5 mm de vide de maille sous le récipient.

Le nombre maximal d'échantillon élémentaire est de 12. L'opérateur réalise au moins 1 échantillon dans chaque habitat primaire présent selon les modalités présentées tableau 2).

Le détail des habitats à échantillonner est fourni Annexe C.

Quelques règles complémentaires sont à respecter :

- > Règle de l'interface eau-terre à macrophytes :

Cet habitat se décline en 7 habitats secondaires. Si 12 habitats primaires sont échantillonnables, l'opérateur échantillonne l'habitat secondaire dominant. Si moins de 12 habitats primaires sont échantillonnables, l'opérateur échantillonne les habitats secondaires par ordre de représentativité jusqu'à si possible atteindre 12 échantillons élémentaires. Il est donc possible de ne pas avoir 12 échantillons élémentaires.

- > Règle des hydrophytes à feuilles flottantes :

La superficie à échantillonner est par défaut 1m², sauf pour les pleustophytes (lentilles d'eau, Azolla...), où 1/20 m² sont échantillonnés.

- > Règle des vases et litières :

Lorsque le plan d'eau présente un ombrage direct inférieur à 80 % de sa superficie totale, vases et litières sont considérées comme un habitat unique. L'opérateur échantillonne alors l'habitat le plus représentatif.

- > Règle de la pleine eau

La pleine eau n'est échantillonnée que si :

- l'ombrage direct est supérieur à 80 % ou si le plan d'eau est dépourvu d'hydrophyte et d'hélophyte,
- il est recouvert de pleustophytes. Dans ce dernier cas, l'opérateur engage délicatement le haveneau sous la couche de pleustophytes afin d'échantillonner la zone sous cette couche.

2m² non contigus sont alors échantillonnés.

- > Règle des habitats majoritairement présents en zone profonde :

L'habitat est échantillonné au haveneau, au plus profond possible. Il est possible d'utiliser une rallonge.

VI.3.3. Traitement de l'échantillon sur le terrain

> Lavage de l'échantillon

Le volume prélevé étant susceptible d'atteindre jusqu'à 4 L environ par placette et le volume minimal ramené au laboratoire devant être compris entre 0,5 et 1 L (voir Tableau 2), il peut être réduit soit par lavage énergétique dans le filet (limon, vase sans éléments grossiers), soit par les méthodes suivantes (gravier, sable, litière, etc.) :

- 1) dans le cas où des éléments volumineux (par la taille : pierres, branches ...) sont présents dans le filet, ils peuvent être nettoyés à la main ou à la brosse, soit dans le filet, soit sur un tamis de 0,5 mm environ. Ces éléments volumineux doivent être soigneusement examinés avant d'être rejetés. Les autres éléments (= non volumineux) doivent être conservés après le lavage du substrat. Si un tamis est utilisé, seuls les éléments grossiers doivent y être nettoyés. Le reste de l'échantillon doit rester dans le filet lors de cette opération, afin d'éviter l'envol d'individus.
- 2) si la quantité de macrophyte est trop importante dans le filet, une partie peut être secouée énergiquement sous l'eau dans le filet (uniquement si la hauteur d'eau dans le plan d'eau est suffisante), avant d'être rejetés après s'être assuré visuellement qu'il n'y a plus d'organisme accroché jusqu'à atteindre un volume compris entre 0,5 et 1L ;
- 3) les graviers peuvent aussi être éliminés sur le terrain après un lavage, par exemple sur une colonne de tamis 5 mm et 0,5 mm environ, et s'être assuré visuellement qu'il n'y a plus d'organismes sur le tamis de 5 mm ;
- 4) une élutriation peut être réalisée sur les substrats minéraux fins et grossiers (sables, graviers) soit sur le volume excédentaire, soit sur la totalité du volume présent dans le filet. Dans le deuxième cas, une partie du refus d'élutriation (0,5 à 1 L : voir Tableau 2) sera récupérée dans le récipient afin de conserver les taxons résistants à l'élutriation, le reste pourra être éliminé sur le terrain.

Ces opérations de lavage ne doivent pas perturber les habitats restants à échantillonner. L'opérateur doit donc organiser ces opérations en conséquence (par exemple en cours d'échantillonnage sur les grands plans d'eau, en fin d'échantillonnage sur les plus petits).

> Cas des taxons protégés identifiables sur le terrain

Les individus d'espèces protégées dont l'identification a été possible sur le terrain seront comptés et remis dans le milieu naturel (par exemple écrevisses indigènes, moules d'eau douce, larves d'odonates, etc.).

> Traitement des échantillons élémentaires

Les échantillons élémentaires ne doivent pas être regroupés, les abondances des invertébrés étant pondérées par le recouvrement relatif de chaque habitat échantillonné lors du calcul des indices.

> Conservation des échantillons

Le mode de conservation des échantillons reste au choix du laboratoire.

Les échantillons peuvent être conservés selon les méthodes suivantes :

- fixation par l'alcool. L'alcool doit être homogénéisé rapidement dans l'échantillon ;
- fixation par le formol. Le formol doit être homogénéisé rapidement dans l'échantillon ;
- toute autre technique permettant d'obtenir des résultats équivalents.
- l'association de plusieurs de ces méthodes est envisageable.

L'usage d'une fixation demande le respect des conditions suivantes :

- 1) dès que les échantillons sont prélevés, si la fixation ne peut être faite immédiatement, ils doivent être conservés dans une glacière réfrigérée ou un système équivalent ;
- 2) au plus tard dans les 12 h, les prélèvements doivent être fixés.

Il n'est pas nécessaire de procéder à un contrôle des températures de conservation.

En cas de constat de dégradation des individus, l'essai devra être déclaré non-conforme au présent document.

La congélation est déconseillée, car elle entraîne la destruction ou une trop forte dégradation de taxons pris

en compte dans les métriques de l'indice multi-métrique BECOME.

VI.3.4. Constitution de la liste faunistique

L'analyse des échantillons d'invertébrés est réalisée, à l'exception des niveaux taxonomiques requis et du comptage de certains taxons, selon la norme « Traitement au laboratoire d'échantillon contenant des macro-invertébrés de cours d'eau » (norme NFT90-388). Les niveaux requis et le mode de comptage pour les plans d'eau peu profonds sont indiqués annexe D .

La détermination de certains taxons est délicate (certains Coléoptères, certains Odonates). Le recours à des experts peut s'avérer utile. Pour les Coléoptères et les Odonates, l'usage de l'ouvrage de référence de la norme NFT90-388 (Tachet et al.) est à éviter. Des conseils d'ouvrages d'identification sont indiqués en annexe E.

Tableau 3 – mode de prélèvement des habitats primaires

Définition de l'habitat primaire	Technique haveneau :		Technique troubleau : -1m ² par défaut ^{d)} - volume final maximal compris entre 0,5L et 1L environ ^{c)}
	- 3 placettes de 1/20 m ² ^{a)} - sur 5cm environ - volume final compris entre 0,5 L et 1 L environ pour les substrats organiques ^{b) c)}	- 1 placettes de 1/20 m ² par tranche de 50 % de recouvrement	
Interface eau-terre à macrophytes (tout sous-substrat)			X
Racines			X
Hélophytes à feuilles filiformes traçantes & hélophytes à feuilles non filiformes mais à tiges fines			X
Hydrophytes à grandes feuilles immergées ou à petites feuilles peu ou pas découpées			X
Hélophytes à feuilles filiformes non traçantes			X
Hydrophytes à feuilles filiformes ou laciniées et characées			X
Pierres, blocs	X ramenés dans le filet puis nettoyés		
Hydrophytes à feuilles flottantes, hélophytes à tige épaisse		X pleustophytes uniquement	X autres cas
Algues filamenteuses		X	
Bryophytes			X
Litières, vases	X regroupés si ombrage <80%		
Substrat minéral fin et grossier, talus terreux	X		
Dalle	X		
Pleine eau			X si ombrage >80 % ou couverture intégrale d'algues ou de pleustophytes 2m ² non contigus

a) à répartir sur tout le plan d'eau, en privilégiant la représentativité et en faisant varier quand elle existe l'exposition aux vents. S'il y a moins de 3*1/20m², possibilité de réduire le nombre de placettes.
b) Si la profondeur ou le volume présents sur la placette de prélèvement sont inférieurs à ceux indiqués, ils seront pris en totalité (par exemple : que 2 cm de sable recouvrant de l'argile).
c) Le volume final est celui récupéré après les traitements de terrain (voir VI.3.3). Dans le cas des substrats non retenus par la maille du filet (certaines vases, limons, etc.), le volume pourra être inférieur.
d) Contigu ou non. S'il n'y a pas 1m², possibilité d'échantillonner une superficie plus petite. La valeur correspondante doit alors être indiquée dans le tableau d'échantillonnage. Ces superficies ne nécessitent pas de métrologie. 2m² pour la pleine eau

VI.4. Informations à relever sur le terrain et informations à présenter sur le rapport d'essai

NOTE : L'utilisation des définitions et valeurs du SANDRE est fortement recommandée pour toutes les informations codées par cet organisme.

VI.4.1. Description du point de prélèvement et de l'opération de prélèvement

Tableau 4 — Description du point de prélèvement et de l'opération de prélèvement

	À relever sur la fiche de terrain ou lors de l'étape préalable	À présenter dans le rapport d'essai
1 – point de prélèvement et localisation géographique précise du point de prélèvement		
Indications sur l'emplacement du point de prélèvement de façon suffisamment explicite et précise permettant de retrouver la localisation exacte du point avec certitude.	X	X
Coordonnées géographiques du centre (approximatif) du plan d'eau	X	X
2 – Opération de prélèvement		
Date du prélèvement	X	X
Nom de l'organisme préleveur		X
Commentaire de l'opération de prélèvement pouvant inclure : 1) conditions de prélèvement y compris écart au protocole ; 2) difficulté à réaliser le plan d'échantillonnage (turbidité, profondeur, etc.) ; 3) observations sur le site et son environnement.	X	X
3 – Description du point de prélèvement et de son environnement		
Superficie du plan d'eau	X	X
Profondeur moyenne	X	X
Ombrage direct (%)	X	X
Altitude		X
Distance à la source (km)	X	X
Distance au cours d'eau le plus proche (m)		

- La profondeur moyenne est estimée à l'aide du râteau ou du grappin. Ces estimations ne nécessitent aucune métrologie et sont réalisées à partir de la hauteur d'eau le jour du prélèvement. Elle peut être évaluée de manière plus précise par une bathymétrie.

- > L'ombrage direct est estimé visuellement. Il correspond au pourcentage de superficie dépourvue d'éclairage incident direct (lorsque le soleil est au plus haut). Cette estimation ne nécessite aucune métrologie.
- > L'altitude est issue de l'examen de cartes au 1/25 000 ou de logiciels/interfaces permettant d'obtenir l'altitude. Celle-ci correspond au centre du plan d'eau (voir tableau 3)
- > La distance à la source correspond à la distance en km
 - comprise entre l'exutoire du plan d'eau et son côté opposé (plan d'eau avec exutoire mais sans alimentation visible)
 - comprise entre l'exutoire du plan d'eau et sa source principale (plans d'eau directement connectés à un cours d'eau)
 - comprise entre la source et au droit de la zone humide alluviale (plans d'eau situés dans le lit majeur d'un cours d'eau)
 - comprise entre la source la plus lointaine et le plan d'eau (plans d'eau situés dans la GRECO alluvions récentes)
 - =0 (aucun des cas cités plus haut)
- > La distance au cours d'eau le plus proche est mesuré à partir de fond cartographique au 1/25 000. Il s'agit de la distance (en mètres) la plus courte entre le plan d'eau et le cours d'eau (permanent ou temporaire) le plus proche. Un plan d'eau connecté à un cours d'eau aura une distance au cours d'eau le plus proche = 0.

VI.4.2. Grille d'échantillonnage invertébrés

Un exemple est donné en annexe.

Cette grille doit indiquer clairement tous les habitats présents et leurs pourcentages de recouvrements estimés visuellement.

Les numéros des prélèvements élémentaires (1 à 12) et la superficie échantillonnée (généralement 0,05 ou 1 m²) seront notés au cours de l'échantillonnage dans les cases correspondant à l'habitat échantillonné.

VI.4.3. Liste floristique

Cette liste doit indiquer clairement tous les taxons identifiés ainsi que leur classe de recouvrement.

VI.4.4. Liste faunistique

Cette liste doit indiquer clairement tous les taxons identifiés ainsi que leur abondance au m².

VII. CALCUL D'INDICES RELATIFS À LA MÉTHODE D'ÉCHANTILLONNAGE

L'indice multi-métrique BECOME peut être calculé en utilisant l'interface libre d'accès ci-dessous :

<http://become.aquabio-conseil.com/>

D'autres indicateurs expérimentaux peuvent être fournis par Aquabio, pour répondre à des problématiques spécifiques, comme l'évaluation du potentiel frayère pour les brochets. Ils ne sont pas libres d'accès en raison de leur caractère expérimental, qui nécessite une connaissance approfondie du jeu de données ayant servi à leur élaboration, ainsi qu'une forte expertise sur ces écosystèmes.

Des exemples d'indicateurs complémentaires sont fournis en annexe H.

Si les outils existants ne permettent pas ou peu de répondre à une problématique spécifique, n'hésitez pas à nous contacter. Notre service recherche et développement sera certainement en mesure de développer des outils complémentaires permettant de mieux répondre à vos attentes.

I. SCOPE OF APPLICATION

This document concerns the sampling of macroinvertebrates and macrophytes in small shallow lakes with an area of less than 50 ha.

It applies to any "stagnant" open water surface (flow rate of less than 5cm/s), delimitable, with an area of less than 50 ha, polymictic (whose depth and fetch cause complete and irregular mixing of the water body) and whose depth theoretically allows the colonization of most of the bottom by macrophytes. Therefore, this mainly concerns water bodies with an average depth of less than 7 m, but sometimes more if the hydromorphological conditions or the transparency include the water body in this definition. This water body can be permanent or temporary, provided that the water is frequently present for several months during the period of vegetation growth, to allow the establishment of aquatic plants.

This document cannot be used for canals, wetlands not depressional, water bodies with an area greater than 50 ha, deep water bodies of less than 50 ha and dam lakes with more than 2m of water level fluctuations.

Nevertheless, adaptations for these environments are possible. In this context, you can contact Aquabio at plan.deau@aquabio-conseil.com.

This method was developed to be used in metropolitan France. Its application is possible in other territories with the same types of water body, macroinvertebrate fauna and macrophyte flora. However, the use of the indices relating to the method, expressed in EQR (Ecological Quality Ratio) requires prior regionalization work to assign these water bodies to the corresponding major functional type.

II. TERMS AND DEFINITIONS

For the purposes of this document, the following terms and definitions apply:

- > Sweep-net sampling device (see Appendix A)

Square frame of 20 cm high by 30 cm wide, equipped with a rigid handle and a net with a 0.5 mm mesh (approximately).

- > Sample

Set of 12 incremental samples of invertebrates taken at a sampling point on a given date or during the survey of macrophyte species.

- > Incremental sample

Elements collected (substrate and macroinvertebrates) resulting from an incremental sampling (see below)

- > Elutriation

Separation of the organic fraction (resuspended in the water body and recovered in a sieve or mesh net of about 0.5 mm) and the mineral fraction (heavy and remaining at the bottom of the container used) according to their density by stirring in water (at least three times recommended). Two phases are therefore separated: the supernatant fraction and the refusal of elutriation.

- > Gouille

Water hole that can exceed 10 m², sometimes integrated into a peat bog associated with a larger water body and forming a separate entity to this water body.

- > mesohabitat

Substrate or potential living space of invertebrates. Section 5.2 lists the 12 mesohabitat types and subtypes (bryophytes, open water, etc.).

- > Helophyte

Plant usually living with its stem in the water and having most of the plant erected out of the water (for example: Reed).

- > Hydrophyte

Plant living in or on the surface of water (for example: Pondweed).

- > Land-water interface with macrophytes

Submerged area occupied by macrophytes where water height is less than 20 cm (height of the frame of the sweep-net). All macrophyte habitats that are not part of the interface are therefore located at a depth greater than 20 cm.

- > Highest water limit

Visible level of high water in a water body, usually represented by a line or physical footprint on the shore. It can be indicated by changes in the physical (traces of erosion, etc.) and/or biological (area of substitution of aquatic or clearly hygrophilous vegetation by terrestrial vegetation) characteristics distinctive of the shore. In the case of large peatlands, it can therefore include the entire area where macrophytes are under the influence of the water table.

- > Aquatic macroinvertebrates

Aquatic macroinvertebrates include insects (larvae, pupae or adults), crustaceans, molluscs, worms and other invertebrates, fixed or not on a substrate, of which at least part of the life cycle is aquatic and generally greater than 2 months. They should be retained in a net of about 0.5 mm of mesh. This includes hydracarians but excludes large microcrustaceans.

- > Macrophytes

Aquatic, amphibious or highly hygrophilous plants (Ellenberg coefficient > 6) visible to the naked eye, including phanerogams, pteridophytes, bryophytes, lichens, Characeae. Colonies of filamentous algae and by extension, some cyanobacteria and heterotrophic organisms are not considered in this method due to representativeness problems, but they can be noted.

- > Route

When the bottom is not visible, the operator performs zigzag paths on which contact points are made. A route corresponds to the distance travelled between a bank and its opposite bank or a bank and the aphotic zone. The distance between each route and their positions is left to the judgment of the operator, depending on the presence or not of macrophytes reached or observed. The position of each route must integrate the morphological diversity of the water body and be distributed as evenly as possible over its entire surface.

- > Vegetation patch

The majority of macrophytes and more particularly hydrophytes tend to group in patches: they occupy small or large homogeneous areas, different from the areas that surround them.

- > Sampling plot

Surface to be sampled corresponding to a contiguous surface, or an equivalent fragmented surface. This surface is set according to the type of mesohabitat (usually 1 m² or 1/20 m²).

- > Pleustophyte

Plant floating on the surface of the water, and whose roots are free in the water. This concerns most species of duckweed, the small Azolla fern...

- > Bank

Permanent edge of a water body located out of the water, but which may be partially submerged during the period of high water. Constituted by the riparian zone, the embankment and the beach, and reachable on foot.

- > Measurement station

Area of application of the method for a water body or a basin, on which measurements or samples are taken for biological analyzes.

- > Taxon

Systematic unit of determination

- > Afferent zone

Area directly influenced by a watercourse feeding the water body.

- > Euphotic zone

Aquatic zone, between the surface and the maximum depth of a water body, exposed to sufficient light for photosynthesis to occur (usually the depth at which the residual light intensity corresponds to 1% of that at

the surface). It is theoretically set at 2.5 times the value of the water transparency measurement measured with a Secchi disk.

- > Navigable coastal zone

Permanent edge of a water body, submerged, which can be prospected by boat. The bottom is included in the euphotic zone, where the majority of hydrophytes are generally concentrated.

- > Coastal area that can be prospected on foot

Permanent edge of a water body, submerged, less than 1.5 m deep, that can be prospected on foot, where the majority of helophytes are generally concentrated.

III. PRINCIPLES OF THE METHOD

The steps are:

- 1) observing *in situ* the macrophytic communities of shallow water bodies, with identification of taxa, estimation of their abundance and possible sampling for verification, taking care not to disturb the invertebrate mesohabitats to be sampled. These observations are made at the scale of the measurement station;
- 2) identifying on the field the invertebrate mesohabitats present;
- 3) estimating the areas of invertebrate mesohabitats and establishing a sampling plan;
- 4) doing up to 12 incremental invertebrate samples;
- 5) completing the sampling form;
- 6) processing samples in the laboratory;
- 7) computing the indicators if necessary.

IV. EQUIPMENT

IV.1. Preparatory documents

These are cartographic and photographic documents necessary to carry out the work prior to the interventions in the field and during the carrying out of the campaigns:

- > IGN type maps at 1: 25 000, vegetation maps, bathymetric maps, printed or digital,
- > photographic documents, such as aerial photos, satellite photos, orthophotos.

These documents must be recent enough and capable of optimizing the sampling time and the identification of the supposed types of vegetation in large peatlands.

IV.2. Observation and sampling equipment in water bodies

- > Rake with a telescopic handle

It is used to collect plants that are deep by contact point. Its recommended length is 4 m. The rake tip should be at least 30 cm wide, with straight teeth spaced about 2 to 3 cm apart. The handle must be graduated to estimate the depth with an accuracy of about 10 cm.

- > Sweep-net sampler
- > Grapple

For depths over 4 m, samples are taken using a grapple attached to the end of a rope, handled from a boat. This tool can be a double rake or have multiple hooks. The rope must be graduated so as to allow the depth to be estimated with an accuracy of around 50 cm.

- > Glass bottom box or bathyscope

A bathyscope may be used instead of the rake when the conditions (transparency, depth, light) allow an

effective observation of the vegetation present, particularly in the coastal area. This method of observation is also preferred when the probability of encountering protected species or species of a strong heritage character in these shallow areas is high (non-destructive observation method).

- > Polarized glasses (optional)

These glasses make it possible to limit surface reflections and can thus improve the quality of observations.

- > Field magnifier (optional)

The magnification can be around 10 to 20. Its use during sampling can facilitate the determination of certain taxa.

- > Boat (with motor or paddle)

It must be adapted to the observation conditions (number of operators, surface to be covered, shape of the banks, etc.) and to the regulations in force on the sampled water bodies.

- > Portable GPS receiver

It must have a measurement accuracy of 5 to 10 m. If it is impossible to use, the coordinates must be defined using a means to obtain an equivalent precision and accuracy to locate the water body.

- > Transparency Assessment Disk (Secchi Disk)

This device and its use must comply with ISO 7027.

- > Camera (optional)

It must be suitable for the shooting of plant species in the field and possibly be equipped with a polarizing filter.

- > Airtight containers for samples.

- > Theodolite or any device for accurately assessing the area of the measurement station (optional):

This equipment is only necessary when an assessment of the area from satellite photographs is not possible (too small area, shaded ponds).

IV.3. Packaging and preservation equipment for the sample

IV.3.1. Packaging equipment

Wide-necked plastic bags or vials with a leak-proof closure must be used for invertebrates. A variety of sealed containers, adapted to the size of the macrophytes, must be used. Dried bryophytes can be stored in envelopes.

IV.3.2. Labelling of samples

The material used for labelling must ensure that each sample taken is accurately identified (date, water body identifier, taxon (macrophytes) or incremental sample number (invertebrates)). It typically consists of water-resistant labels and indelible ink markers.

IV.3.3. Preservative liquid

Safety WARNING:

The handling of chemicals must comply with the instructions of the safety data sheets (in particular wearing gloves and glasses in the field, labelling of vials).

The conditions for sampling in water bodies must comply with the health and safety legislation in force.

It is recalled that, since formalin poses serious health risks, it is advisable to use alcohol preservation. Freezing is not recommended due to the preservation problems inherent in the high amount of organic matter in some incremental samples.

- > Ethanol (invertebrates)

Final concentration in the sample from 70% to 80% approximately at 95°. Caution: given the water content of the samples, even when drained on a sieve, this final content is often obtained by adding about 90% ethanol to the samples. As much water as possible should be removed in order to ensure the best possible preservation of the samples. Formalin (< 2%) can also be added to improve sample preservation.

- > Ethanol (macrophytes)

Final concentration in the sample from 30 to 40% at 95°, associated with copper acetate.

IV.4. Equipment for preparing and observing samples in the laboratory

- > Small common laboratory equipment (pliers, scalpel, blades, slats, cups, sorting bins...).
- > Binocular magnifier (range × 20 to × 60 minimum).
- > Optical microscope (magnification required: × 100 to × 400 minimum).

V. SAMPLING

V.1. Steps prior to sampling

V.1.1. Conditions for sampling

The surveys are to be carried out in one go, during the period of vegetation development (between early June and late September). If an interruption of the surveys is unavoidable (for example due to bad weather conditions), it should not exceed one week.

It is advisable to avoid periods of heavy rainfall likely to significantly reduce transparency or increase water levels, or periods of high winds, likely to disturb wildlife or endanger operators.

V.1.2. Delimitation of the measurement station

The measurement station is bounded by the boundary of the highest water limit.

It is strongly recommended to delimit the measurement station by using aerial photographs, in order to estimate the area of the measurement station as well as possible. Corrections in the field can be made to this delimitation directly on a satellite photo. This preliminary work makes it possible to best estimate the area of the measurement station and the invertebrate mesohabitats. Applications such as Geoportail or Google Earth make it possible to make these estimates before the field phase or in the field if the GSM connection conditions allow it. GIS applications that can work offline in the field can also be used. This estimate does not require any metrology. When this estimate is not possible using photographs (for example a pond more than 60% shaded), equipment to measure this area is necessary (theodolite...). The use of traditional GPS or mobiles is prohibited on shaded measurement stations, their small area and vegetation cover conditions do not allow a sufficiently accurate estimate of areas. However, this estimate does not require metrology.

Islets may not be part of the measurement station when they are within the boundary of the highest water limit. They are then excluded from the surface of the station.

Afferent areas and adjacent water bodies are excluded from the measurement station when they are not representative of the water body. Lotic areas (for example a "water body" crossed by a watercourse) are also excluded. Floating rafts and representative peat environments included in the historic basin must be taken into account, with the exception of non-representative gouille which may be associated with them.

V.1.3. Case of large peat areas or marshes

Some large environments have large wetlands associated in their basin (floating rafts; peat area occupied by clearly hydrophilous to hygrophilous vegetation clearly demarcated because it comes, for example, from the basin of glacial origin; a marsh area). A macrophyte survey of this entire area being too time-consuming, an upstream sampling plan must be prepared, from recent enough satellite photographs. In these environments, vegetation is organized into homogeneous patches of plant groups, which form distinct colors in aerial photos. A prospecting "path" is therefore prepared. This path must cross all the supposed plant groups, while ensuring a maximized prospection along the external margin of the peat bog or marsh area.

V.1.4. Optimization of the navigable area prospection

On water bodies of several hectares with unknown bathymetry, it is advisable to use satellite photographs, to identify areas of shallow water and possible patches of vegetation (this does not work on turbid water bodies, which in this case are usually devoid of hydrophytes).

V.2. Macrophyte survey

It is recalled that the steps below are intended to make a representative survey of the vegetation and to identify the invertebrate mesohabitats to be sampled with an estimate of the percentages of vegetation cover. This estimate does not require any metrology (see the difficulties listed in Section 5.1.4).

The macrophyte survey makes it possible to recognize the measurement station and estimate the cover of the different invertebrate mesohabitats present. This survey must be carried out with great care not to alter the invertebrate mesohabitats to be sampled, nor to disturb the fauna, which may, if disturbed, can leave the mesohabitat.

The shallower and smaller the water body, the more the vegetation is organized into random patches. The use of transects is therefore prohibited, as it does not provide a representative image of vegetation.

Abundances are recorded according to the methods indicated in Table 1.

Table 1 — Abundance scale for macrophytes survey

Indice of abundance	Description
1	Few individuals
2	Isolated small patches
3	Numerous small patches
4	Large discontinuous patches
5	Large continuous patches

V.2.1. Positioning of routes and contact points

The number of contact points and routes to be carried out must be adapted to the observed situation. The richer and more heterogeneous the environment is in macrophytes, the greater the number of routes and contact points.

Contact points are to be made when the bottom is not visible. These contact points are made with a rake, or with a grapple if the depth is too great.

These contact points are positioned only in the area where the bottom is included in the euphotic zone. If the bathymetry (the approximate horizontal limits of the aphotic zone) is not known, additional contact points are made to define and approximately prospect this area.

- > When neither the bottom nor any macrophytes are visible, the presence of macrophytes is exceptional. The contact points are therefore used to ensure that the macrophytes are indeed absent. In this case, no more than 10 consecutive contact points without macrophyte are needed over the entire water body. These contact points must be distributed as well as possible throughout the water body, excluding surfaces where the bottom is included in the aphotic zone.
- > If macrophytes are observable or reachable, the number of contact points must be adapted to the heterogeneity observed on site.

V.2.2. Prospecting operations

The observation must take place over the entire measurement station, making zigzags if necessary. Usually:

- > As a first step, the observation is carried out from the banks, with possible incursions into the water, in order to identify any vegetation patches and the general organization of the site.
- > The observation is then completed during the boat survey (when necessary) and during the sampling of invertebrates, which makes it possible not to alter the sampling of invertebrates.
- > It is not recommended to carry out a survey on each m². It would cause an intensive trampling of the water body, likely to alter the body of water, the fauna and the flore.
- > Vegetation is, when transparency conditions allow it, identified mainly from a distance. Each type of patch (species present that are visibly identical) is carefully explored, manually or with a rake/grapple depending on the depth.
- > If the conditions of transparency do not allow it, contact points by hand are made. In this case, 2 to 5 consecutive contact points without macrophyte are required per route. If macrophytes are reached, the number of contact points (minimum 5 per route with macrophytes) should be adapted to the heterogeneity observed on site.
- > If the vegetation is too high or too dense to have good visibility and ensure rapid and effective prospecting (*Phragmites* reed bed, *Equisetum fluviatile* meadow...), prospection is carried out at least through 3 incursions perpendicular to the bank for each patch.

V.2.3. Cases of sectors impossible or difficult to explore on foot or by boat

A water body may not be fully prospectable due to (non-exhaustive list):

- > very shallow areas or even without surface water, and heavily silted, making exploration on foot or by boat impossible;
- > brambles, impassable brush;
- > unstable and densely vegetated floating rafts areas.

One to three excursions to these areas should be carried out from a boat if these areas are accessible from a boat, or failing that, from the bank if one or more occasional accesses are present, without endangering the operator. Otherwise, the covers of any macrophytes are estimated remotely.

V.2.4. Collection of macrophyte samples and recommendations for their pre-treatment

Collect all taxa whose *in situ* determination is potentially not reliable enough and which therefore require determination in the laboratory. These are in particular Characeae, most bryophytes and certain genera of phanerogams which may present difficulties of determination *in situ* (*Ranunculus*, *Potamogeton*, *Callitriche*, *Utricularia*, etc.). These samples will be placed in referenced containers. The collection will also be indicated on the survey sheet. It is best that these samples should then be transported in a cooler to avoid deterioration.

Collect with care the most complete samples possible (with flowers and fruits, if possible), and the most morphologically varied.

The rule for sampling is as follows: sample as soon as a taxon seems different from the other ones observed.

Collect a maximum of three samples if they are supposed to correspond to identical taxa.

If it is impossible to keep everything cold before examination, pre-treatment of the samples is essential.

Bryophytes can be air-dried or preserved in ethanol combined with copper acetate.

Higher plants can be stored in ethanol combined with copper acetate or put in a press for drying and making a herbarium.

It should be noted that filamentous algae are not sampled, due to too much temporal variability of the communities in these environments.

V.2.5. Constitution of the floristic list

The determination of the inventoried taxa can be carried out on site or in the laboratory. Some groups requiring observation at high magnification will have to be sampled (see VI.2.4), packaged appropriately and returned to the laboratory.

The determination of these samples is delicate. The use of experts can be useful. In addition to the desirable preservation of samples, taking photos (macro photos if necessary) can be a useful addition.

In all cases, the final floristic list will be drawn up only after taxonomic verification (see VI.2.6).

Ranunculus of the subgenus *Batrachium* not identifiable to the species must be identified in the list as *Batrachium*, in order to distinguish them from other Ranunculus, which do not correspond to the same life forms.

Sphagnum mosses are only identified at the genus level.

V.2.6. Taxonomic checks

> General

The taxonomic verification phase is essential. Reference is made to the works listed in Appendix E.

It is recommended that the operators in the field make their own determinations (or at least pre-determinations in the field).

> Recommendations for bryophytes

For the most part, bryophytes can be examined in air-dried samples. For leafy liverworts, it is recommended to carry out a fresh observation. Depending on the taxa, the determination of samples is done under a microscope or with a binocular magnifying glass.

> Recommendations for vascular plants

Vascular plants should preferably be examined in a fresh state, or after proper storage. Depending on the characteristics to be observed, a field magnifying glass, a binocular or a microscope will be used.

V.3. Sampling of invertebrates

V.3.1. Preparation of the invertebrate sampling plan

It can be carried out jointly or at the end of the macrophyte survey.

The steps below aim to make a choice of mesohabitats to be sampled with an estimate of the cover percentages. This estimate does not require any metrology.

Estimation of the area: the wet area of the site can be quite variable depending on the date of sampling, the area to be surveyed corresponds to that of the measurement station.

Mesohabitat identification: this is done during the macrophyte survey, which makes it possible to obtain a more representative view of the site, and to identify mesohabitats more effectively.

Visual estimation of their relative area: to have a better vision of these areas, it is advisable to calculate the area which corresponds to 1% of the total area of the measurement station.

The estimate of the mesohabitat covers located in deep areas is carried out during the macrophyte prospecting by contact point. In case of doubt about the nature of the mesohabitats in the aphotic zone, additional contact points can be made in the aphotic zone.

The different mesohabitats are identified. On the sampling grid (Table 2), the surface area of the substrates is visually estimated (see Visual Aid in Appendix B) and noted as a percentage of the total area of the measurement station. The sum of the relative areas may be greater than 100%. Surface mesohabitat and underlying mesohabitats are estimated (covered but sampleable layers are taken into account: for example, stones or mud under plants, unless these stones or mud are included in a matrix of roots and dead plants that does not allow them to be considered as a stony or muddy mesohabitat).

Fine clogging (for example by silt) will not be considered the primary mesohabitat.

The percentages in the "relative area" column should be rounded to the nearest unit: for example, 12% and not 11.6%. Percentages of less than 1% can be given with up to 2 decimal places (this ensures the representativeness of the functioning of the water body while sampling mesohabitats that are poorly represented but have an interesting faunistic richness).

Estimates made during prospection from the bank are often questioned during prospection of the coastal zone or during invertebrate sampling tests (poor identification of substrates, etc.).

In all cases, it is advisable, as far as possible, to make a temporary plan which can be adjusted as and when the sampling point is prospected during the incremental sampling.

It is therefore unnecessary to make fine estimates for the first temporary plan. On the other hand, it is essential to review, correct and, if necessary, refine the estimates of the cover percentages at the end of the sampling.

If the bottom is not visible, the method is applied after estimating the covers by sampling (by hand, foot, sweep-net or rake).

The difficulties encountered in establishing the sampling plan and estimating the cover percentages should be indicated on the sampling sheet.

Table 2 – Sampling grid for the sampling of invertebrates mesohabitat

	Habitats invertébrés		Présence (cross)	Sample number	Area sampled	Relative coverage (%)	
	Primary mesohabitat	Secondary mesohabitat				Global	Detail
H12	Land-water interface with macrophytes (P<20cm) If 12 main mesohabitats can be sampled, more representative detailed mesohabitat must to be sampled. If <12 main mesohabitats,detailed mesohabitat must to be sampled once by representativity order.	Creeping helophytes with thread-like leaves (Isolepis fluitans, Juncus bulbosus, Agrostis stolonifera...)					
		Helophytes with no thread-like leaves (Hypericum elodes, Mentha aquatica, Myosotis...)					
		Hydrophytes with low dissected leaves (Potamogeton polygonifolius, Najas, Elodea)					
		Small erect herbaceous helophytes with thread-like leaves (Carex, Juncus...)					
		Hydrophytes with thread-like or dissected leaves (Myriophyllum, Utricularia, Batrachium, Zannichelia...) and Characeae					
		Hydrophytes with floating leaves or large straight helophytes (Nymphaea, Typha, Phragmites)					
		Bryophyta					
H11	Roots						
H10	Small creeping helophytes or with no thread-like leaves						
H9	Hydrophytes with low dissected leaves or no thread-like leaves						
H8	Small erect herbaceous helophytes with thread-like leaves						
H7	Hydrophytes with thread-like or dissected leaves and Characeae						
H6	Stones, blocks						
H5	Floating leaves hydrophytes or large straight helophytes						
H4	Filamentous algae (only if distinct mesohabitat or >5 % coverage)						
H3	Bryophyta						
H2	Litter & organic sediment If shading >80 % : distinct sample for litter and organic sediment						
H1	Loose mineral substrate						
H0a	Flagstone						
H0b	Open water : if no macrophytes, shaded ponds or ponds covered by algae or duckweeds						

V.3.2. Sampling

Sampling is carried out in accordance with the provisional sampling plan, adapting it as the sampling operator refines his knowledge of the shallow lake.

Mesohabitats that cannot be sampled with the net are not sampled.

The incremental samples can be collected in any order.

If possible, incremental sampling should be carried out quickly and organized to avoid:

- 1) having discomfort caused by the possible cloudiness of the water,
- 2) damaging not-yet-sampled mesohabitats,
- 3) scaring the fauna from not-yet-sampled mesohabitats. On this point, the operator must carefully avoid casting their shadow on these mesohabitats.

The method consists in (see Table 2):

- 1) the kick-net method is bringing back into the net, by hand or by traction, the substrate present on the plot within the limits indicated in Table 2
- 2) the sweep-net method is sampling 1 m² by default of the mesohabitat, making back and forth trips, with dynamic and large amplitude (60cm approx) movements. It is advisable not carry out the entire sampling on 1 m² contiguous, in order to maximize the representativeness of the sampling if necessary. The duration of a 1 m² sampling must not exceed 10 seconds (excluding the operator travel time).
- 3) if necessary, treat the sample in the field to reduce its volume, or to avoid deterioration of the taxa by friction with stones or coarse gravel.

The net must be emptied and rinsed in a container between each incremental sample. The net should be emptied and rinsed under conditions limiting losses (projection out of the collection container), for example by placing a sieve of a 0.5 mm mesh under the container.

The maximum number of incremental samples is 12. The operator should carry out at least 1 sample in each primary mesohabitat present according to the procedures presented in Table 2.

Details of the mesohabitats to be sampled are provided in Appendix C.

Some additional rules must be respected:

- > The rule of the land-water interface with macrophytes

This mesohabitat is divided into 7 secondary mesohabitats. If 12 primary mesohabitats are sampleable (extremely rare), the operator samples the dominant secondary mesohabitat. If fewer than 12 primary mesohabitats are sampleable (general situation), the operator samples the secondary mesohabitats in order of representativeness with up to 12 incremental samples if possible. It is therefore possible not to have 12 incremental samples.

- > The rule of floating leaves hydrophytes

The area to be sampled is by default 1m², except for pleustophytes (duckweed, Azolla ...), where 1/20 m² are sampled.

- > The rule of mud and litter

Where the water body has direct shade on less than 80% of its total area, mud and litter are considered a single mesohabitat. The operator samples the most representative mesohabitat.

- > The open water rule

Open water is sampled only if:

- the area with direct shade is greater than 80% or if the water body is devoid of hydrophytes and helophytes;
- it is covered with pleustophytes. In this case, the operator gently engages the net under the layer of pleustophytes in order to sample the area under it.

2 m² of non-contiguous area are then sampled.

- > The rule of mesohabitats mainly present in deep zones

The habitat is sampled with the net, as deep as possible. It is possible to use an extension handle.

V.3.3. Processing of the sample in the field

> Sample washing

Since the volume sampled can reach about 4 L per plot and the minimum volume brought back to the laboratory must be between 0.5 and 1 L (see Table 2), it can be reduced either by vigorous washing in the net (silt, mud without coarse elements) or by the following methods (gravel, sand, litter, etc.):

- 1) If bulky elements (by size: stones, branches...) are present in the net, they can be cleaned by hand or with a brush, either in the net, or on a sieve of about 0.5 mm. These bulky elements must be carefully considered before being rejected. Other elements (= not bulky) should be kept after washing the substrate. If a sieve is used, only coarse elements need to be cleaned on it. The rest of the sample should remain in the net during this operation, in order to avoid specimens flying off.
- 2) If the amount of macrophyte is too large in the net, part of it can be shaken vigorously under water in the net (only if the height of water in the water body is sufficient), before being rejected after visually ensuring that there is no more organism attached, until reaching a volume between 0.5 and 1 L.
- 3) Gravel can also be removed in the field after being washed, for example, on a sieve column of about 5 mm and 0.5 mm, and after the operator has visually ensured that there are no more organisms on the 5 mm sieve.
- 4) An elutriation can be carried out on fine and coarse mineral substrates (sand, gravel) either on the excess volume, or on the entire volume present in the net. In the second case, part of the elutriation refusal (0.5 to 1 L: see Table 2) will be recovered in the container in order to preserve the taxa resistant to elutriation. What is left can be discarded in the field.

These washing operations must not disturb the remaining mesohabitats to be sampled. The operator must therefore organize these operations accordingly (for example during sampling on large water bodies, at the end of sampling on smaller ones).

> Case of protected taxa identifiable in the field

Specimens of protected species whose identification has been possible in the field will be counted and returned to the natural environment (for example native crayfish, freshwater mussels, odonata larvae, etc.).

> Processing of incremental samples

Incremental samples should not be grouped together, as invertebrate abundances are weighted by the relative cover of each mesohabitat sampled when calculating indices.

> Preservation of samples

The method for preserving the samples remains at the choice of the laboratory.

Samples can be stored using the following methods:

- Alcohol fixation. The alcohol must be homogenized rapidly in the sample.
- Formalin fixation. The formalin must be homogenized rapidly in the sample.
- Any other technique allowing equivalent results.
- The combination of several of these methods is possible.

The use of a fixation requires compliance with the following conditions:

- 1) as soon as the samples are taken, if the fixation cannot be done immediately, they must be kept in a refrigerated cooler or equivalent system;
- 2) within a maximum of 12 hours, the samples must be fixed.

It is not necessary to check the storage temperatures.

In the event of the deterioration of specimens, the test shall be declared non-compliant with this document.

Freezing is not recommended because it leads to the destruction or excessive deterioration of taxa taken into account in the metrics of the BECOME multi-metric index.

V.3.4. Constitution of the faunistic list

The analysis of invertebrate samples is carried out, with the exception of the required taxonomic levels and the counting of certain taxa, according to the standard "Laboratory treatment of samples with macroinvertebrates from running water" (French norm NF T90-388). The required levels and the method of counting for shallow water bodies are shown in Appendix D.

The determination of some taxa is delicate (some Coleoptera, some Odonata). The use of experts can be useful. For Coleoptera and Odonata, the use of the reference work of the NF T90-388 (Tachet et al.) should be avoided. Guidance on identification works is given in Appendix E.

Tableau 3 – How to sample mesohabitats

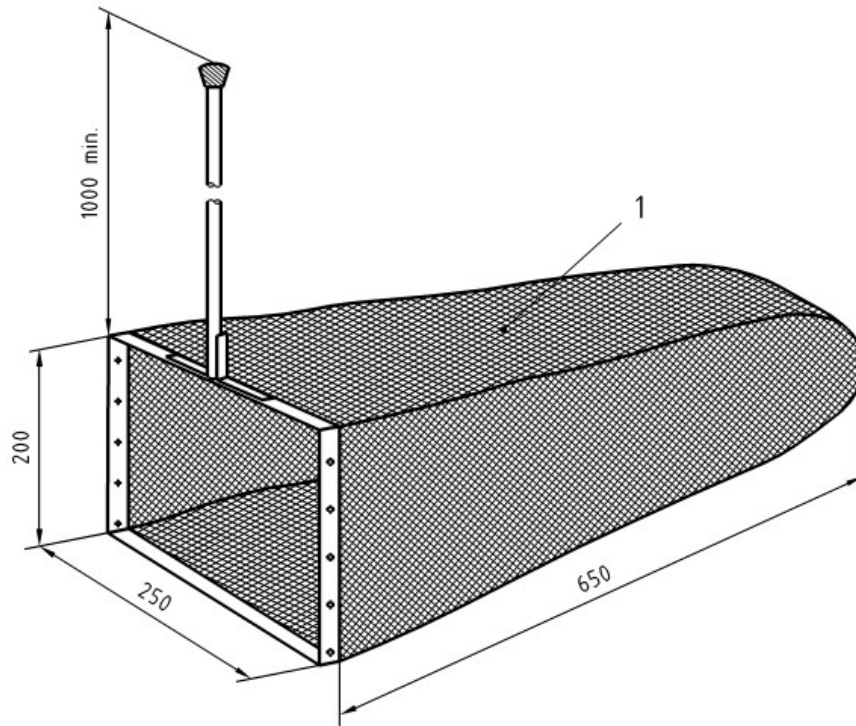
Primary mesohabitats	Kick-net technique		Sweep-net technique : -1m ² default ^{d)} - final maximal volume between 0,5L and 1L approx. ^{c)}
	- 3 plots of 1/20 m ² ^{a)} - 5cm depth approx. - final volume between 0,5 L and 1 L approx for organic substrates ^{b) c)}	- 1 plot of 1/20 m ² per 50 % relative coverage - final volume between 0,5 L and 1 L	
Land-water interface with macrophytes			X
Roots			X
Small creeping helophytes or with no thread-like leaves			X
Hydrophytes with low dissected or no thread-like leaves			X
Small erect herbaceous helophytes with thread-like leaves			X
Hydrophytes with thread-like or dissected leaves, Characeae			X
Stones, blocks	X put on the net and washed		
Floating leaves hydrophytes or large straight helophytes		X pleustophytes	X other cases
Filamentous algae		X	
Bryophyta			X
Litter & organic sediment	X regrouped if shade <80%		
Loose mineral substrate	X		
Flagstone	X		
Open water			X if shade >80 % or SSL fully covered by filamentous algae or pleustophytes

a) It is recommended to realise sampling in non contiguous zones, favouring different wind exposures. If there is less than 3*1/20m², it is possible to reduce the plots number.
b) If depth or volume observed on the sampling plot is below than indicated, plots are fully sampled (for example : 2cm sands recovering clay).
c) Final volume is those collected after field treatments (cf. VI.3.3). Final volume can be lower if substrate is finer than mesh (mud...).
d) Contiguous or not. If there is less than 1m², it is possible to sample a smaller area. Corresponding value must be noticed. Surface area are estimated. We preconised to use a 1m² quadrat for the first samples to acclimatize begginers. Open water = 2m².

ANNEXE A – SCHÉMA D'UN HAVENEAU – SWEEP-NET SAMPLER

(informative)

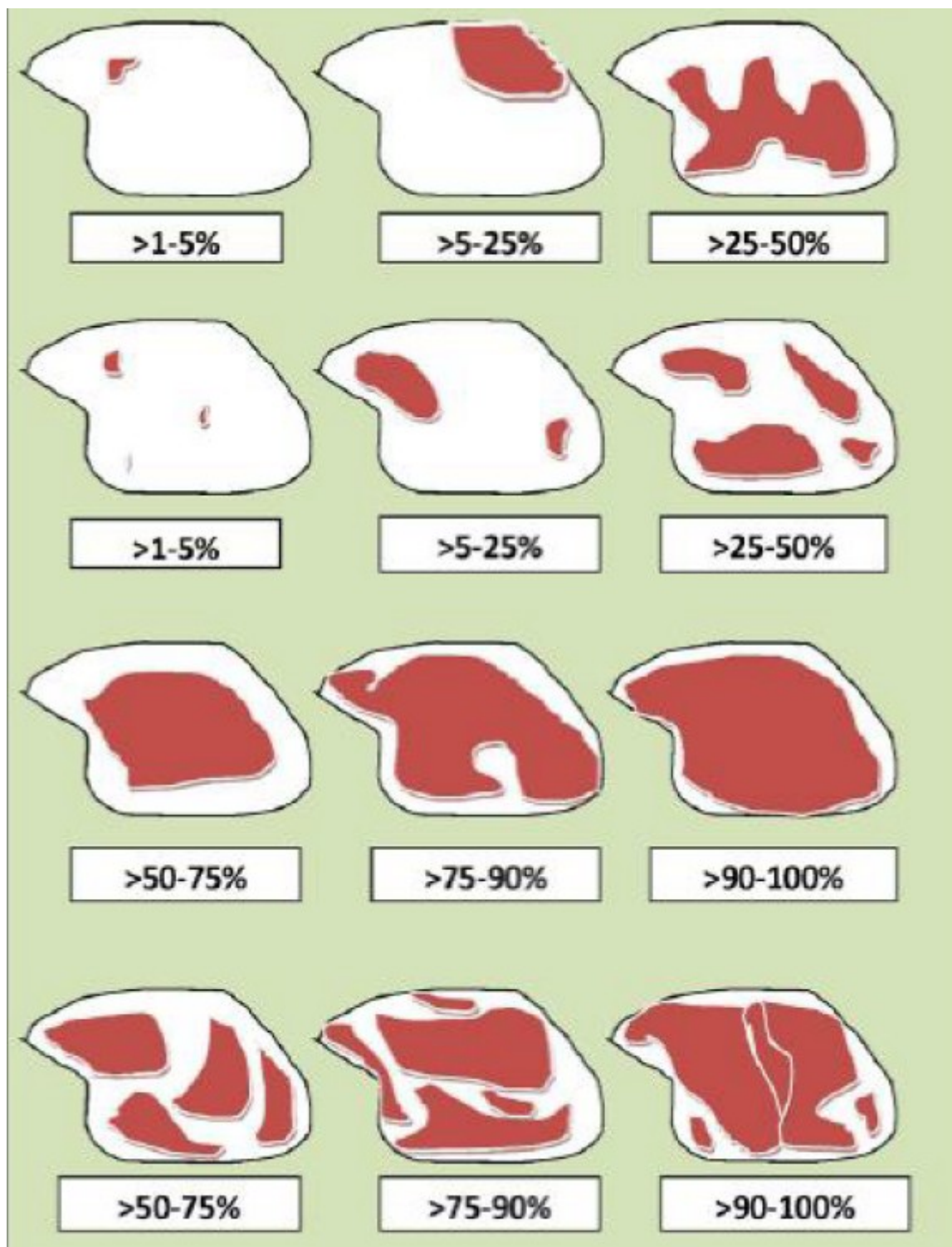
Dimensions en millimètres



Légende

- 1 Filet (vide de maille 0,5 mm environ)

(informative, d'après Lake Superior Research Institute, 2013)



ANNEXE C - NIVEAU D'IDENTIFICATION ET MODE DE COMPTAGE REQUIS POUR LE TRAITEMENT DES INVERTÉBRÉS EN PLAN D'EAU PEU PROFOND – TAXONOMIC RESOLUTION AND COUNTING FOR INVERTEBRATES OF SMALL SHALLOW LAKES

(Normative)

Groupes	Niveau de détermination A	Nombre d'individus à extraire (cf. norme NFT90-388, 5.3.2.1 cas2)	Niveau de détermination B
1 - PLECOPTERA	Capniidae	20	Capnia - Capnioneura - Capnopsis
	Chloroperlidae	20	Chloroperla - Isoptena - Siphonoperla - Xanthoperla
	Leuctridae	20	Leuctra - Pachyleuctra
	Nemouridae	40	Amphinemura - Nemoura - Nemurella - Protonemura
	Perlidae	40	Dinocras - Eoperla - Marthamea - Perla
	Perlodidae	40	Arcynopteryx - Besdulus - Dictyogenus - Diura - Isogenus - Isoperla - Perlodes
	Taeniopterygidae	20	Brachyptera - Rhabdiopteryx - Taeniopteryx
2 - TRICHOPTERA	Apataniidae	20	Apatania
	Beraeidae	40	Beraea - Beraemyia - Beraeodes - Beraeodina - Ernodes
	Brachycentridae	20	Brachycentrus - Micrasema
	Calamoceratidae	(*)	Calamoceras
	Ecnomidae	20	Ecnomus - Pseudoneureclipsis
	Glossosomatidae	20	Agapetus - Catagapetus - Glossosoma - Synagapetus
	Goeridae	20	Goera - Lithax - Silo - Silonella
	Helicopsychidae	(*)	Helicopsyche
	Hydropsychidae	20	Cheumatopsyche – Diplectrona - Hydropsyche
	Hydroptilidae	40	Agaylea - Allotrichia - Hydroptila - Ithytrichia - Microptila - Orthotrichia - Oxyethira - Ptilocolepus - Stactobia - Stactobiella - Tricholeiochiton
	Lepidostomatidae	20	Crunoecia - Lepidostoma
	Leptoceridae	40	Adicella - Athripsodes - Ceraclea - Erotesis - Leptocerus - Mystacides - Oecetis - Setodes - Trienodes
	Limnephilidae	40	Apataniinae – Dicosmoecinae - Drusinae, Limnephilinae
	Molannidae	20	Molanna - Molannodes
Odontoceridae	(*)	Odontocerum	

Groupes	Niveau de détermination A	Nombre d'individus à extraire (cf. norme NFT90-388, 5.3.2.1 cas2)	Niveau de détermination B
2 - TRICHOPTERA	Philopotamidae	20	Chimara - Philopotamus - Wormaldia
	Phryganeidae	40	Agrypnia - Hagenella - Oligostomis - Oligotrichia - Phryganea - Trichostegia
	Polycentropodidae	40	Cyrnus - Holocentropus - Neureclipsis - Plectrocnemia - Polycentropus
	Psychomyiidae	40	Lype - Metalype - Paduniella - Psychomyia - Tinodes
	Rhyacophilidae	20	Rhyacophila
	Sericostomatidae	40	Notidobia - Oecismus - Schizopelex (1) - Sericostoma
	Uenoidae	(*)	Thremma
3 - EPHEMEROPTERA	Ameletidae	20	Ameletus - Metreletus
	Arthropleidae	(*)	Arthroplea
	Baetidae	40	Acentrella - Baetis - Centropilum - Cloeon - Procloeon - Raptobaetopus
	Caenidae	20	Brachycercus - Caenis
	Ephemerellidae	20	Ephemerella - Torleya
	Ephemeridae	(*)	Ephemera
	Heptageniidae	40	Ecdyonurus - Electrogena - Epeorus - Heptagenia - Rhithrogena
	Isonychiidae	(*)	Isonychia
	Leptophlebiidae	40	Choroterpes - Habroleptoides - Habrophlebia - Leptophlebia - Paraleptophlebia - Thraulius
	Neophemeridae	(*)	Neophemera
	Oligoneuriidae	(*)	Oligoneuriella
	Polymitarcyidae	(*)	Ephoron
	Potamanthidae	(*)	Potamanthus
	Prsopistomatidae	(*)	Prosopistoma
	Siphonuridae	(*)	Siphonurus
	4 - HETEROPTERA	Aphelocheiridae	(*)
Corixidae		20	Corixinae – Cymatia - Micronecta
Gerridae		(*)	Gerridae
Hebridae (3)		(*)	Hebrus
Hydrometridae		(*)	Hydrometra
Mesovellidae		(*)	Mesovelia
Naucoridae		(*)	Ilyocoris, Naucoris
Nepidae		(*)	Nepa, Ranatra
Notonectidae		(*)	Anisops, Notonecta, Nychia
Pleidae		(*)	Plea
Veliidae		20	Velia – Microvelia

Groupes	Niveau de détermination A	Nombre d'individus à extraire (cf. norme NFT90-388, 5.3.2.1 cas2)	Niveau de détermination B
5 – COLEOPTERA (3)	Chrysomelidae (1)	20	Donacia - Macrolepta - Plateumaris
	Brachyceridae & Curculionidae (2)	40	Amalorrhynchus (A) – Bagous – Drupenatus (A) - Eubrychius – Phytobius – Stenopelmus – Tansysphyrus (A)
	Dryopidae	20	Dryops - Pomatinus
	Dytiscidae	40	Acilius – Agabus – Bidessus - Boreonectes – Coelambus - Colymbetes – Cybister – Deronectes - Dytiscus – Eretes - Graphoderus - Graptodytes - Hydaticus – Hydroporus - Hydrovatus – Hygrotus (incl. Clemnius) - Hyphydrus - Ilybius - Laccophilus – Laccornis - Liopterus - Meladema - Melanodytes - Nartus - Nebrioporus - Oreodytes - Platambus – Porhydrus - Rhantus – Scarodytes – Stictonectes – Stictotarsus – Suphrodytes – Yola
	Elmidae	40	Dupophilus - Elmis - Esolus - Limnius - Macronychus - Oulimnius - Potamophilus - Riolus - Stenelmis
	Georissidae	(*)	Georissus
	Gyrinidae	20	Aulonogyrrus - Gyrinus - Orectochilus
	Haliplidae	20	Brychius - Haliplus - Peltodytes
	Scirtidae	40	Cyphon - Elodes - Hydrocyphon - Microcara - Odeles - Scirtes
	Helophoridae (A)	(*)	Helophorus
	Hydraenidae (A)	20	Hydraena - Limnebius - Ochthebius
	Hydrochidae (A)	(*)	Hydrochus
	Hydrophilidae	40	Anacaena – Berosus – Ceryon – Chaetharthria – Chasmogenus - Coelostoma – Crenitis - Cymbiodyta – Enochrus – Helochaeres – Hemisphaera - Hydrochara – Hydrophilus – Laccobius – Limnoxenus – Paracymus
	Hydrosaphidae	(*)	Hydrosapha
	Hygrobiidae	(*)	Hygrobia
	Noteridae	(*)	Noterus
	Psephenidae (L) (=Eubriidae)	(*)	Eubria
	Spercheidae	(*)	Spercheus
6 – DIPTERA (4)	Anthomyiidae	(*)	Anthomyiidae
	Athericidae	(*)	Athericidae
	Blephariceridae	(*)	Blephariceridae
	Ceratopogonidae	(*)	Ceratopogonidae
	Chaoboridae	(*)	Chaoboridae
	Chironomidae	20	Chironomidae excl. Tanytopodinae - Tanytopodinae
	Culicidae	(*)	Culicidae
	Cylindrotomidae	(*)	Cylindrotomidae
	Dixidae	(*)	Dixidae
	Dolichopodidae	(*)	Dolichopodidae
	Empididae	(*)	Empididae
	Ephydriidae	(*)	Ephydriidae
	Limoniidae	(*)	Limoniidae
	Pediciidae	(*)	Pediciidae
	Psychodidae	(*)	Psychodidae
	Ptychopteridae	(*)	Ptychopteridae
	Rhagionidae	(*)	Rhagionidae
	Scatophagiidae	(*)	Scatophagiidae
	Sciomyzidae	(*)	Sciomyzidae
	Simuliidae	(*)	Simuliidae
	Stratiomyidae	(*)	Stratiomyidae
	Syrphidae	(*)	Syrphidae
	Tabanidae	(*)	Tabanidae
Thaumaleidae	(*)	Thaumaleidae	
Tipulidae	(*)	Tipulidae	

Groupes	Niveau de détermination A	Nombre d'individus à extraire (cf. norme NFT90-388, 5.3.2.1 cas2)	Niveau de détermination B
7 – ODONOTA (3)	Aeshnidae	40	Aeshna – Anax – Boyeria – Brachytron – Hemianax
	Calopterygidae	(*)	Calopteryx
	Coenagrionidae	40	Ceriagrion – Coenagrion – Enallagma – Erythromma – Ischnura – Nehalennia
	Cordulegasteridae	(*)	Cordulegaster
	Corduliidae	40	Cordulia – Epithea – Oxygastra – Somatochlora
	Gomphidae	40	Gomphus – Onychogomphus – Ophiogomphus – Paragomphus
	Lestidae	20	Chalcolestes – Lestes – Sympecma
	Libellulidae	40	Brachythemis – Crocothemis – Diplacodes – Leucorrhinia – Libellula – Orthetrum – Sympetrum - Trithemis
	Macromiidae	(*)	Macromia
Platycnemididae	(*)	Platycnemis	
8 - MEGALOPTERA	Sialidae	(*)	Sialis
9 - PLANIPENNES	Neurorthidae	(*)	Neurorthus
	Osmylidae	(*)	Osmylus
	Sisyridae	(*)	Sisyra
10 - HYMENOPTERA	Agriotypidae	(*)	Agriotypus
11 – LEPIDOPTERA (4)	Crambidae	40	Acentria - Cataclysta – Elophila – Nymphula - Parapoinx
12 – CRUSTACEA	Asellidae	20	Asellus - Proasellus
	Astacidae	20	Astacus - Austropotamobius - Pacifastacus
	Atyidae	(*)	Atyaephyra
	Cambaridae	20	Orconectes - Procambarus
	Corophiidae	(*)	Chelicorophium
	Crangonyctidae	(*)	Crangonyx
	Gammaridae	20	Echinogammarus - Gammarus
	Pontogammaridae	20	Dikerogammarus - Obesogammarus - Potamogammarus
	Grapsidae	(*)	Eriocheir
	Janiridae	(*)	Jaera
	Mysidae	40	Hemimysis - Limnomysis - Mysis - Neomysis - Paramysis
	Niphargidae	(*)	Niphargus
	Panopeidae	(*)	Rhithropanopeus
	Parastacidae	(*)	Cherax
	Potamonidae	(*)	Potamon
	Talitridae	(*)	Orchestia
	Anostracés	40	Artemia – Branchipus - Chirocephalus - Linderiella - Siphonophanes - Tanyastyx -
	Conchostracés	40	Cyzicus – Eoleptheisteria- Imnadia - Limnadia
	Notostracés	20	Lepidurus - Triops
	Branchiura	(*)	Branchiura
13 - HYDRACARINA	HYDRACARINA	(*)	HYDRACARINA
14 - BIVALVIA	Cardiidae	(*)	Hypanis
	Corbiculidae	(*)	Corbicula
	Dreissenidae	20	Dreissena - Congeria
	Margaritiferidae	(*)	Margaritifera
	Mytilidae	(*)	Limnopema
	Sphaeriidae	20	Musculium - Sphaerium – Pisidium (incl. Euglesa, Pisidium & Odhneripisidium)
Unionidae	40	Anodonta - Potomida - Pseudanodonta - Sinanodonta - Unio	

Groupes	Niveau de détermination A	Nombre d'individus à extraire (cf. norme NFT90-388, 5.3.2.1 cas2)	Niveau de détermination B
15 - GASTROPODA	Acroloxidae	(*)	Acroloxus
	Bithyniidae	(*)	Bithynia
	Emmericiidae	(*)	Emmericia
	Ferrissiidae	(*)	Ferrissia
	Hydrobiidae	40	Belgrandia — Bythinella — Bythiospeum — Lithoglyphus — Marstoniopsis — Potamopyrgus — Pseudoamnicola
	Lymnaeidae	40	Galba — Lymnaea — Myxas — Omphiscola — Radix (incl. Ampullaceana, Peregrina, Radix) — Stagnicola
	Neritidae	(*)	Theodoxus
	Physidae	20	Aplexa — Physa — Physella
	Planorbidae	40	Ancylus — Anisus — Armiger — Bathyomphalus — Gyraulus — Hippeutis — Menetus — Planorbarius — Planorbis — Segmentina
	Thiaridae	(*)	Melanoides
	Valvatidae	(*)	Valvata
Viviparidae	(*)	Viviparus	
16 - BRANCHIOBELLELLIDA	Branchiobdellidae	20	Branchiobdella — Cambarincola — Xironogiton
17 - HIRUDINEA	Erpobdellidae	20	Erpobdellidae
	Glossiphoniidae	40	Alboglossiphonia - Batracobdella - Glossiphonia - Helobdella - Hemicleipsis - Haemanteria (Placobdella) -
	Hirudidae	20	Haemopsis — Hirudo - Limnatis
	Piscicolidae	20	Caspiobdella - Cystobranchnus — Piscicola
18 - OLIGOCHAETA	OLIGOCHAETA (présence)	(*)	OLIGOCHAETA (présence)
19 - POLYCHAETA	Ampharetidae	(*)	Hypania
	Fabriciidae	(*)	Manayunkia
20 - TURBELLARIA	Dendrocoelidae	(*)	Dendrocoelidae
	Dugesidae	40 (5)	Dugesidae
	Planariidae		Planariidae
21 - NEMERTEA	Prostomatidae	(*)	Prostoma
22 - NEMATHELMINTHA	NEMATHELMINTHA (présence)	(*)	NEMATHELMINTHA (présence)
23 - HYDROZOA	HYDROZOA (présence)	(*)	HYDROZOA (présence)
24 - PORIFERA	Spongillidae (présence)	(*)	Spongillidae (présence)
25 - BRYOZOA	BRYOZOA (présence)	(*)	BRYOZOA (présence)
<p>Légende : Lignes en gras sur fond grisé : niveau de détermination identique pour A et B, soit parce que le niveau systématique demandé en B est le même qu'en A (Famille généralement), soit parce que le genre mentionné en B est un genre unique de la famille mentionnée en A. (*) Le nombre d'individus à extraire est précisé dans les paragraphes 5.3.2.1 et 5.3.2.2. de la norme NFT90-388 (1) = Parmi les Chrysomelidae, certains genres ne sont aquatiques qu'à l'état larvaire. Ces larves étant généralement situés dans le collet racinaire de leur plante-hôte et donc difficilement échantillonnables, les imagos non aquatiques de ces genres (<i>Plateumaris</i>, <i>Donacia</i>) sont donc à compter quand ils sont capturés (ils vivent sur la même plante hôte). (2) = Pour l'identification des imagos des Curculionidae aquatiques au genre. cf. Annexe E. Les larves doivent être laissées à Curculionidae (3) = Pour l'identification des Coléoptères, en particulier Dytiscidae et Hydrophilidae, des Odonates, des Lépidoptères et des Hébridae, cf. Annexe E (4) = les nymphes de diptère ne doivent être comptées qu'une seule fois par échantillon élémentaire, et uniquement en l'absence de larves (5) = ces deux familles doivent faire l'objet d'une extraction commune pour les coléoptères : A = seul l'adulte est considéré comme aquatique ; L = seule la larve est considérée comme aquatique.</p>			

(Informative)

Liste complémentaire à l'annexe C de la NFT90-388 et à l'Annexe A de la XPT90-328

1 – Clé pour les Spermaphytes	Fortement recommandé	Utile	Commentaire
Contribución al estudio taxonómico de <i>Ranunculus</i> u. subgen. <i>Batrachium</i> (DC.) A. Gray (Ranunculaceae) – JOSE PIZARRO - Lazaroa (15) : 21-113 - 1995	X		Très complet pour identifier convenablement les Renoncules du sous-genre <i>Batrachium</i>
Les <i>Utricularia</i> de Franche-Comté – MAX ANDRE & YORICK FERREZ – Les nouvelles archives de la flore jurassienne (3) : 29-39 - 2005	X		
Flora Gallica: flore de France – JEAN-MARC TISON et al. - BIOTOPE éditions - 2014	X		
Flore de la France de la Corse et des contrées limitrophes - Tome 1 à 3 – H. COSTE – Librairie des Sciences et des Arts - 1937	X		Ouvrage dépassé d'un point de vue taxonomique mais plus facile à utiliser que la flora gallica
2 – Clé pour les Bryophytes	Fortement recommandé	Utile	Commentaire
Mosses and liverworts of Britain and Ireland: a field guide – IAN ATHERTON et al. - British Biological Society - 2010	X		Ouvrage allant de pair avec le suivant (SMITH)
The moss flora of Britain and Ireland – A.J.E. SMITH – Cambridge University Press - 2004	X		Ouvrage relativement complet avec les critères microscopiques indispensables à une bonne identification des bryophytes
Moss flora of the Middle European Russia. Vol. 1 & 2 – IGNATOV & IGNATOVA – KMK Scientific Press - 2003	X		Combinée au Smith, permet de disposer des critères microscopiques de la quasi-totalité des espèces présentes en France
Clé de terrain pour la détermination des bryophytes des marais et tourbières – Pôle relais tourbières - N. MULLER et al. 2002		X	Combinée aux clés d'identifications préconisées par la norme XPT90-328, permet d'identifier la majorité des bryophytes croisés en plan d'eau

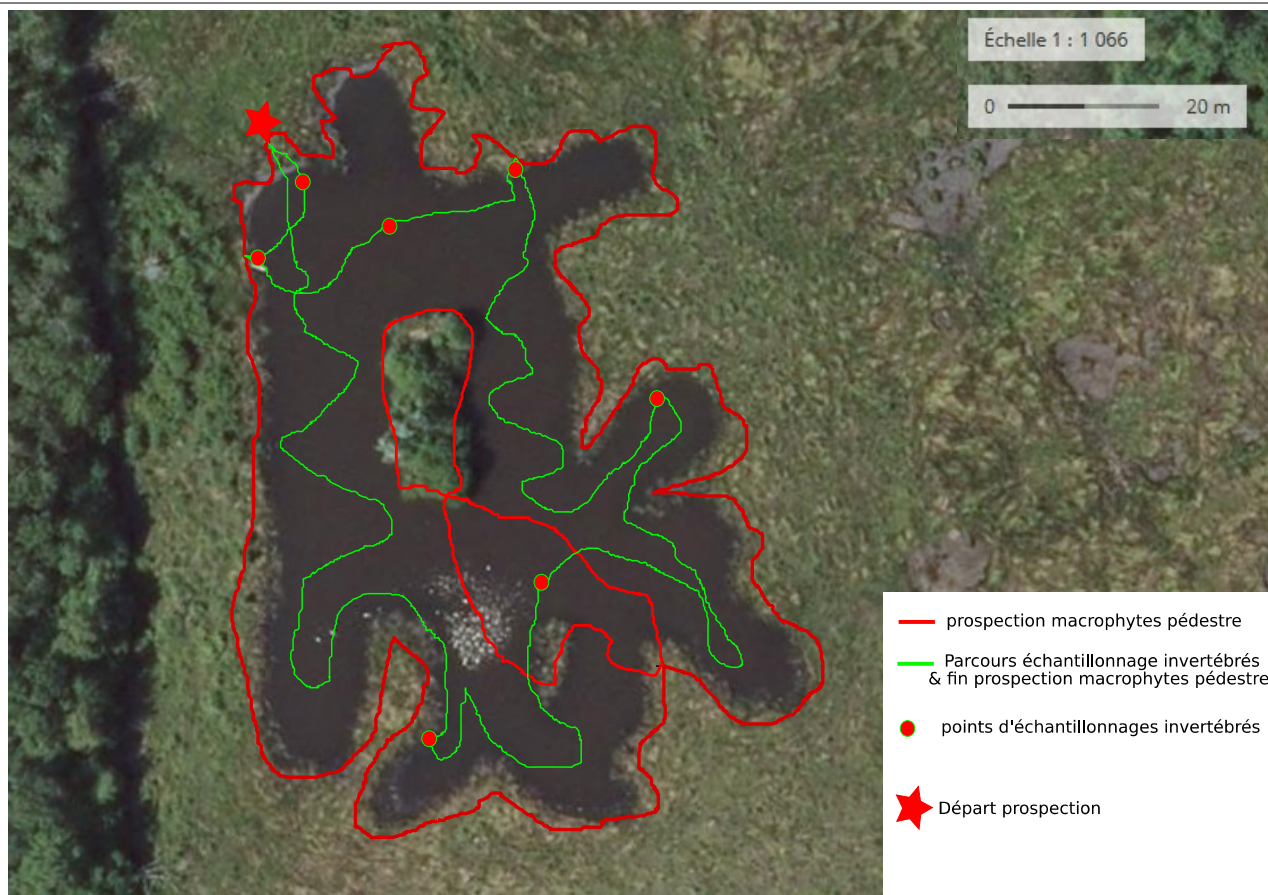
3 – Clé pour les Characées	Fortement recommandé	Utile	Commentaire
Guide des Characées de France méditerranéenne – JEAN-BAPTISTE MOURONVAL et al. - ONCFS - 2015	X		
Clave de identificación de las especies de carófitos de la Península Ibérica – MONTserrat COMELES – Asociación Española de Limnología - 1985		X	
Polish Charophytes: an illustrated guide to identification – JACEK URBANIAK et al. - Wydawnictwo Uniwersytetu Przyrodniczego - 2014		X	
4 – Clé générales invertébrés (multigroupes)	Fortement recommandé	Utile	Commentaire
Invertébrés d'eau douce — H. TACHET & al. — CNRS Edition — Paris 2012	X		Ouvrage de référence en France. Clé au genre pour la majorité des groupes. À éviter pour les Dytiscidae, Hydrophilidae, Odonates
Aquatic insects of North Europe Volume 1 et 2 — ANDERS NILSSON — Apollo Books — Stenstrup 1996	X		Ouvrage de référence pour les larves de Dytiscidae et les larves d'Odonates pour tous les stades (les critères de tous les autres ouvrages existants ne sont valables que pour les larves de dernier stade). Permet également de distinguer les Hebridae des Veliidae, et les Chrysomelidae (larves et imagos)
5 – Clé pour les Trichoptères	Fortement recommandé	Utile	Commentaire
Atlas of European Trichoptera - HANS MALICKY – Springer - 2004	X (nymphe de Trichoptères)		Il s'agit de l'ouvrage le plus complet pour identifier les imagos, mais les critères d'identification sont valables pour les nymphes (ocelles, épines, segments palpes, voire édéages sur les nymphes âgées, visibles après dissection)
Atlas der mitteleuropaischen Kocherfliegenlarven Atlas of Central European Trichoptera Larvae – JOHANN WARINGER & WOLFRAM GRAF - Erik Mauch Verlag - 2011	X		Ouvrage de référence pour l'identification des larves de Trichoptères.

6 – Clé pour les Coléoptères	Fortement recommandé	Utile	Commentaire
Curculionidae: aquatic weevils of China (Coleoptera) – ROBERTO CALDARA & CHARLES W O'BRIEN – Memorie della societa entomologica italiana (76) – 1998. p. 131-147	X		Permet d'identifier tous les genres de Curculionidae aquatiques présents en France, et de les distinguer de la majorité des genres sub-aquatiques.
Identification des genres de Curculionoidea aquatiques ou amphibies de France continentale (Curculionidae, Brachyceridae) – LABAT F. - Bulletin de la Société Linnéenne de Bordeaux. 2023 (in rev.)	X		Permet d'identifier imagos et larves des Curculionidae et Brachyceridae aquatiques et amphibies.
Handbooks for the identification of British insects. Vol. 4, Pt. 5b Part 2: Keys to adults of the water beetles of Britain and Ireland (Coleoptera: Polyphaga: Hydrophiloidea - both aquatic and terrestrial species) – GARTH N. FOSTER et al. - Field Studies Council - 2014	X		Ouvrage permettant d'identifier les imagos d'Hydrophiloidea. Manque quelques genres pour la France, mais critères fiables et aisés, accompagnés de photographies de qualité
Süßwasserfauna von Mitteleuropa. Insecta, Coleoptera, Hydrophiloidea: Georissidae, Spercheidae, Hydrochidae, Hydrophilidae (exkl. Helophorus) – Franz Hebauer & Bernard Klausnitzer	X		Ouvrage de référence pour les larves et imagos d'hydrophilidae
Handbooks for the identification of British insects Vol. 4, Pt. 5 Part 1 Vol. 4, Pt. 5 Part 1 Keys to the adults of the Water beetles of Britain and Ireland - (Coleoptera Hydradephaga Gyrinidae Haliplidae Paelobiidae Notendae and Dytiscidae) – GARTH FOSTER et al. - Field Studies Council -2011	X		Ouvrage permettant d'identifier les imagos d'Hydradephaga. Manque quelques genres pour la France, mais critères fiables et aisés, accompagnés de photographies de qualité
Diving beetles of the world: systematics and biology of the Dytiscidae – KELLY MILLER & JOHANNES BERGSTEN – Johns Hopkins University Press - 2016	X		Ouvrage le plus complet pour l'identification au genre des Dytiscidae. Permet d'identifier les genres Nartus et Melanodytes
7 – Clé pour les Diptères	Fortement recommandé	Utile	Commentaire
Aquatic Diptera larvae in Central, Northwest and North Europe. The forms and their identification, a survey – ERIK MAUCH – Lauterbornia (83) - 2017	X		Ouvrage de référence pour les larves de Diptères
8 – Clé pour les Lépidoptères	Fortement recommandé	Utile	Commentaire
The aquatic living caterpillars (Lepidoptera: Pyraloidea: Crambidae) of Central Europe. A key to the larvae and autecology. VALLENDUUK H. J. & CUPPEN J. G. M., 2004. - Lauterbornia (49) - 2004	X		Permet de bien distinguer les différents genres de Crambidae

9 – Clé pour les Crustacés	Fortement recommandé	Utile	Commentaire
CRUSTACÉS BRANCHIOPODES (Anostracés, Notostracés, Conchostracés) – MICHEL NOURISSON & ALAIN THIERY – Association Française de Limnologie - 1988	X		Pour tous les Branchiopodes
Crustacés amphipodes de surface (Gammarus d'eau douce) – CHRISTOPHE PISCART & LOÏC BOLLACHE – Association Française de Limnologie - 2012		X	Très utile, en particulier pour les milieux connectés aux grands cours d'eau
10 – Autres groupes invertébrés	Fortement recommandé	Utile	Commentaire
Süßwasserfauna von Mitteleuropa 2. 2. Annelida, Clitellata : Branchiobdellida, Acanthobdellea, Hirudinea – EIKE NEUBERT & HASKO NESEMANN – Fischer - 1999		X	Pour la différenciation des différents genres d'Hirudinae et Branchiobdellidae
Freshwater leeches of Britain and Ireland: keys to the Hirudinea and a review of their ecology – J.M - ELLIOTT, & MICHAEL DOBSON – Freshwater Biological Association - 2015		X	Pour la différenciation des différents genres d'Hirudinae
First report of two North American branchiobdellidans (Annelida: Clitellata) or crayfish worms on signal crayfish in Europe with a discussion of similar introductions into Japan – STUART R. GELDER et al. International Journal of Limnology (48) 315-322- 2012		X	Critères d'identification pour le genre Cambarincola
Les sangsues d'eau douce du Nord-Ouest de la France (Annelida – Hirudinida) Normandie Bretagne Pays de la Loire Recherche, récolte et identification. LECAPLAIN B. & NOËL F., 2019.		X	Pour différencier les différents genres d'Hirudinae

(Informative)

Exemple 1 – intégralement prospectable à pied, fond visible - *fully prospectable on foot, bottom visible*



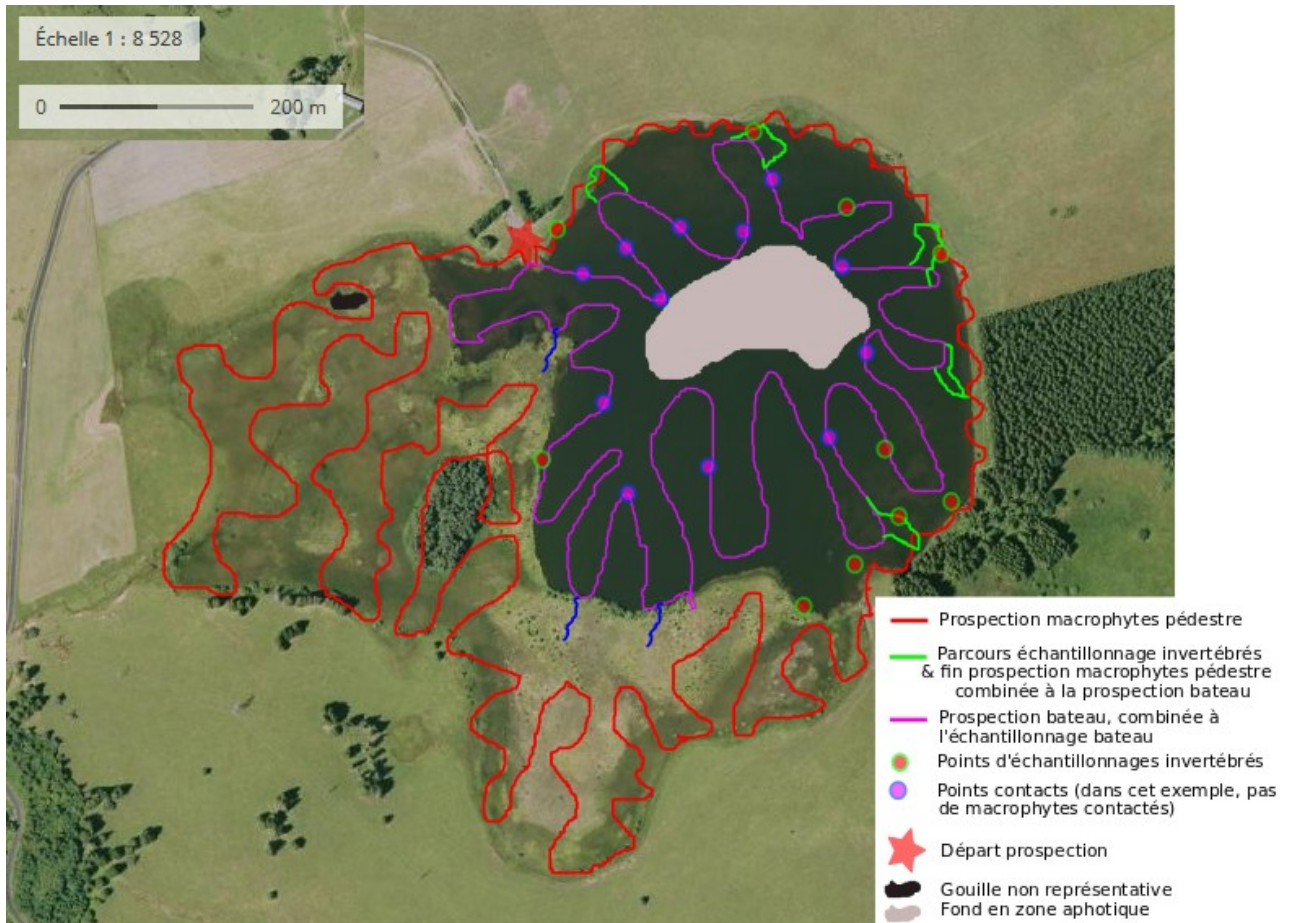
(1) L'opérateur réalise une 1ère prospection littorale (rouge), en limitant les incursions dans le plan d'eau aux points d'intérêt (ici pour faire le tour de l'îlot) afin d'éviter toute perturbation des habitats invertébrés. Cette phase permet de repérer la majorité des habitats invertébrés et les patches de végétation à prospecter lors du 2ème parcours (vert).

(2) L'opérateur commence l'échantillonnage des invertébrés et circule sur tout le plan d'eau pour terminer le relevé macrophytes et repérer et échantillonner les éventuels habitats invertébrés non repérés lors de la 1ère prospection

(1) The operator carries out a first coastal survey (red), limiting incursions into the water body at points of interest (here to go around the islet) in order to avoid any disturbance of invertebrate mesohabitats. This phase makes it possible to locate the majority of invertebrate mesohabitats and the vegetation patches to be prospected during the 2nd course (green).

(2) The operator begins sampling invertebrates and circulates throughout the water body to complete the macrophyte survey and identify and sample any invertebrate mesohabitats not spotted during the 1st survey

Exemple 2 – fond globalement non visible hors zone littorale, avec un grand ensemble de radeau flottant



(1) L'opérateur réalise une 1^{ère} prospection littorale en réalisant des incursions modérées mais fréquentes dans l'eau afin d'éviter de perturber les habitats invertébrés. Dans la partie tourbeuse, l'opérateur privilégie la limite extérieure et circule en légers zigzags sur toutes les unités végétales. La gouille est exclue du relevé.

(2) Le relevé se poursuit à l'aide d'une embarcation. L'opérateur profite de cette prospection pour réaliser les échantillons invertébrés et réaliser des incursions pédestres dans les secteurs du radeau flottant difficilement accessibles depuis la rive. La zone littorale prospectable à pied peut également faire l'objet de prospections complémentaires.

(1) The operator carries out a first coastal survey by carrying out moderate but frequent forays into the water in order to avoid disturbing invertebrate habitats. In the peaty part, the operator favors the outer limit and circulates in slight zigzags over all the plant units. The gouille is excluded from the reading.

(2) The survey continues using a boat. The operator takes advantage of this prospecting to carry out invertebrate samples and make pedestrian forays into the areas of the floating raft that are difficult to access from the shore. The coastal zone that can be prospected on foot may also be the subject of additional surveys.

(Informative)

Les petits plans d'eau peu profonds correspondent à toute masse d'eau libre stagnante < 50ha, délimitable, et dont la faible profondeur permet (1) à la lumière d'atteindre la majorité du fond du plan d'eau, ce qui permet en théorie la colonisation de la quasi-totalité du plan d'eau par des macrophytes, ou (2) un mélange aléatoire et fréquent des eaux dépendant du vent (polymictisme). Cela correspond sous nos latitudes à des profondeurs en général <7m (parfois plus dans les plans d'eau d'altitude). Ce sont des milieux présentant une forte variabilité spatio-temporelle des conditions physico-chimiques, ce qui rend difficile leur évaluation à l'aide d'analyses physico-chimiques. Les évaluer avec des coûts raisonnables requiert des organismes intégrateurs (à cycle de vie les plus longs possibles) suivis à l'aide de protocoles prenant en compte la variabilité spatiale des communautés.

Les protocoles de suivi du présent document ont été élaborés par une analyse comparée d'une dizaine de méthodes d'échantillonnages existantes ou créées lors des travaux de recherche du projet BIOME. Dix à quarante plans d'eau ont été ainsi échantillonnés avec chaque méthode (selon les limites d'application de chaque méthode), et analysés, afin de sélectionner la méthode la plus représentative, en prenant en compte la rapidité, la reproductibilité de l'échantillonnage et la capacité à détecter des espèces rares. Aucun autre protocole de suivi de plans d'eau en France n'a fait l'objet de tels tests, question pourtant essentielle pour le suivi de milieux aussi hétérogènes et méconnus que les petits plans d'eau. Une partie de ces analyses peut être retrouvée dans (LABAT *et al.*, 2022b ; LABAT *et al.*, 2022a).

L'objectif d'un suivi est notamment d'évaluer et éventuellement améliorer l'état écologique ou l'état de conservation d'un plan d'eau ou d'un réseau de plan d'eau.

- > Un plan d'eau en bon état écologique abrite des communautés « légèrement modifiées par rapport aux conditions non perturbées » (Directive Cadre sur l'Eau).
- > Un plan d'eau en bon état de conservation abrite des communautés qui ne « s'écartent pas ou peu de communautés caractéristiques de milieux naturels » (Directive Habitat).

Pour atteindre ces objectifs, il convient parfois de restaurer ces écosystèmes. Restaurer ou créer une mare ou un réseau de mares et étangs c'est recréer un milieu favorable à un équilibre naturel de populations typiques de milieux peu altérés. Plus les milieux s'approchent d'un bon état, plus ils sont en capacité de fournir durablement un grand nombre de services écosystémiques (JANSSEN *et al.*, 2020 ; TAMMEORG *et al.*, 2023). En effet, les mares et étangs altérés ont par exemple tendance à perdre leur capacité de dénitrification et de rétention d'azote et de phosphore (HILT *et al.*, 2017). Les mares et étangs au mauvais état écologique sont plus souvent exposés à la formation de blooms de cyanobactéries. Enfin, la présence de plans d'eau altérés dans un réseau de mares est susceptible de faciliter la contamination et les proliférations d'espèces exotiques envahissantes, qui colonisent plus facilement les milieux perturbés (CROOKS *et al.*, 2011). Disposer d'outils robustes permettant d'évaluer l'état écologique ou de conservation et évaluer les mesures de restauration est donc essentiel.

Grâce aux expériences de la Directive Cadre sur l'Eau et du Clean Water Act, **il existe aujourd'hui un certain nombre de règles à respecter pour disposer d'indicateurs robustes**. Un bon indicateur doit a minima (HERING *et al.*, 2006) :

- > **Évaluer un écart à la référence**, c'est-à-dire les valeurs d'indice/de métriques attendues **en l'absence ou avec un minimum de perturbation**. Les communautés des petits plans d'eau peu profonds ont pour spécificité d'être sensibles à un grand nombre de pressions, qu'elles soient chimiques, hydromorphologiques ou biotiques (espèces exotiques, Cyprinidae...). Ces trois groupes de pressions sont à prendre en compte impérativement pour restaurer efficacement des plans d'eau peu profonds (COOKE *et al.*, 2001 ; ABELL, 2018).
- > Prendre en compte les facteurs environnementaux susceptibles d'influencer les communautés et les indices en situation de référence (géologie, climat, superficie...), par le biais d'une **typologie** ou de **modèles prédictifs** qui intègrent ces facteurs. Les communautés des petits plans d'eau peu profonds ont pour spécificité d'être significativement sensibles à de très nombreux facteurs comme l'altitude, l'ombrage, la profondeur moyenne ou la connectivité du plan d'eau (LABAT, 2021 ; LABAT & USSEGLIO-POLATERA, 2023). Les approches typologiques ne permettent pas d'inclure un grand nombre de facteurs, et tendent à sursimplifier l'influence des facteurs pris en compte. Ainsi, elles sont souvent trop imprécises pour prédire les communautés attendues en situation de référence (BALDAN *et al.*, 2022 ; JUPKE *et al.*, 2023). Les modèles prédictifs, qui n'ont pas ces limitations, sont donc à privilégier.
- > **La sensibilité des indicateurs aux pressions doit être démontrée par le biais d'analyses statistiques.**

Les indicateurs qui répondent à ces critères permettent d'évaluer un état écologique/de conservation avec un fort niveau de confiance. Toutefois, ils sont souvent difficiles à interpréter, car ils réagissent en général à un grand nombre de pressions. Les méthodes qui permettent de disposer d'un outil diagnostique identifiant quelles sont les pressions à l'origine des altérations sont donc à privilégier.

Pour diagnostiquer un plan d'eau peu profond en métropole, trois grandes approches sont principalement utilisées (Tableau 5) :

- > Les méthodes de la Directive Cadre sur l'Eau. **Ces méthodes ont toutes fait l'objet d'une validation statistique rigoureuse assurant une bonne robustesse des conclusions. Elles ont pour objet principal la sauvegarde de la qualité de l'eau sur des plans d'eau de superficie conséquente (en général > 50ha), profonds ou peu profonds. Elles n'ont pas été conçues pour répondre à des problématiques de conservation, même si elles peuvent permettre de maintenir un bon état de conservation.** En effet les protocoles n'ont par exemple pas été conçus pour détecter les espèces rares ou exotiques. **Les indices DCE sont ainsi mal adaptés pour répondre aux enjeux de conservation des petits milieux (BIGGS *et al.*, 2017 ; BOLPAGNI *et al.*, 2019).** Ces indices ont été élaborés pour évaluer un niveau d'altération des communautés associé à un faible nombre de pressions (généralement l'eutrophisation). Aucun de ces indices ne prend en compte les pressions biotiques. **Si leur niveau de précision est largement suffisant pour évaluer leur état au sens de la DCE, ils peuvent donc présenter certaines limites liées à leur conception.** Par exemple, ils sont peu adaptés pour évaluer certains plans d'eau de montagne car (1) la typologie DCE des plans d'eau prend peu en compte le gradient altitudinal, (2) ces plans d'eau sont principalement impactés par l'empoisonnement et le pâturage, deux pressions qui sont peu prises en compte dans ces indices. **Enfin, faute d'outil diagnostique, ils ne permettent pas d'identifier les sources d'altérations. Ces indices sont donc à privilégier quand (1) on cherche à évaluer un plan d'eau dans le cadre des suivis de la Directive Cadre sur l'Eau, (2) la superficie du plan d'eau entre dans la limite d'application de l'indice/du protocole.**
- > L'indice BECOME. C'est probablement l'indice le plus validé de l'histoire de la bioindication : la résolution taxonomique (LABAT, 2017), les protocoles (LABAT *et al.*, 2022b ; LABAT *et al.*, 2022a), les facteurs environnementaux à prendre en compte (LABAT *et al.*, 2021 ; LABAT, 2021), l'indice et l'outil diagnostique (LABAT & THIÉBAUT, 2022 ; LABAT & USSEGLIO-POLATERA, 2023). **Il permet d'évaluer un niveau d'altération, un état écologique et de conservation des mares et des étangs. Son outil diagnostique permet d'identifier les sources probables d'altération, et d'évaluer l'efficacité des actions de mitigation de ces pressions. Il ne peut pas se substituer aux méthodes DCE dans le cadre des réseaux de suivi, car il n'a pas fait l'objet d'intercalibration européenne et ne s'applique qu'aux plans d'eau non DCE. L'indice est applicable pour toute mare ou étang de France métropolitaine (hors Corse) < 50 ha, quel que soit le contexte, grâce à des modèles prédictifs beaucoup plus précis et flexibles qu'une approche typologique.**
- > Les méthodes qui reposent sur des espèces porte-drapeau et sur avis d'expert (IcoCam, RhoMéo odonates, inventaires d'amphibiens...). Ces méthodes n'ont pas fait l'objet de validation statistique ni de publication dans des revues internationales. Ils ne répondent pas aux critères définis par Hering et al. (2006). Les métriques, quand elles existent, ont été sélectionnées sur avis ou consensus d'expert(s). Les valeurs de référence correspondent aux supposées « meilleures » valeurs, non aux valeurs collectées sur des sites dépourvus de pression ou très peu impactés. Leur sensibilité/corrélation aux pressions n'a pas été démontrée. Nombre de ces indicateurs n'ont pas de typologie. Lorsque cette typologie existe, il s'agit en général d'une typologie qui n'a pas été validée en confrontant typologie et communautés ou indices par le biais d'analyses statistiques rigoureuses. De plus, l'efficacité des espèces porte-drapeau pour évaluer et gérer efficacement les écosystèmes est à ce jour très discutée (ANDELMAN & FAGAN, 2000 ; LUNDBERG & ARPONEN, 2022). Ainsi, les odonates et amphibiens ne sont pas sensibles à toutes les altérations que peuvent subir les communautés de plans d'eau (CARCHINI *et al.*, 2007 ; HARABIŠ *et al.*, 2022 ; LABAT & USSEGLIO-POLATERA, 2023). **L'interprétation des données récoltées sur ces groupes est donc très dépendante de l'expert qui analyse les résultats. Si ces indicateurs peuvent apporter de nombreuses informations complémentaires aux indices DCE ou BECOME, il n'existe aucune garantie quant à la fiabilité des conclusions qui peuvent en être issues.**

Tableau 5 : Synthèse des indicateurs biologiques applicables dans les mares ou étangs français. IBML = Indice Biologique Macrophytes Lacustres (Boutry et al., 2013 ; Boutry et al., 2015); IML = Indice Macroinvertébrés Lacustre (Dedieu & Verneaux, 2022) ; IBDL = Indice Biologique Diatomées Lacustres (Morin, 2023) ; IPLAC = Indice Phytoplancton Lacustre (Laplace-Treytore & Feret, 2016) ; IIR = Indice Ichtyophage Retenues (Argillier et al., 2018); IcoCAM = Indicateur composite Coléoptères Aquatiques des Mares (Picard, 2016). BECOME : Bioévaluation des ECOSystèmes Mares et Etangs (Labat & Usseglio-Polatera, 2023). X = pris en compte. ? = information non disponible (publication en cours).

	Domaine d'application	Corrélié aux pressions			Typologie (T) validée ou modèles prédictifs (P)	Pressions identifiées
		Biotiques	Chimiques	hydro-morphologiques		
IBML (Macrophytes)	> 5 ha		X		T	
IML (Invertébrés littoraux)	> 50 ha		?	?	T	
IBDL (Diatomées littorales)	> 5 ha		X		T	
IPLAC (Phytoplancton)	> 10 ha		X		T	
IIR (Poissons) ⁽¹⁾ Inventaires piscicoles	> 10 ha ⁽²⁾ -		X		T	
IcoCAM (coléoptères adultes) Suivis odonates ou amphibiens (incl. RhoMéO, LigéRO...) Relevés botaniques et phytosociologiques	50m ² -1ha ⁽³⁾ - -					
BECOME (invertébrés & macrophytes)	1m ² -50ha	X	X	X	P	X

(1) les mares et étangs peuvent être naturellement apiscicoles, (2) retenues uniquement ; (3) il s'agit du domaine d'application de l'IBEM (Angélibert et al., 2010 ; Indermuehle et al., 2010), qui a inspiré le protocole de l'IcoCAM. Cependant, ce protocole a été validé pour une résolution taxonomique au genre, pas à l'espèce comme le propose l'IcoCAM.

(Informative)

L'indice multi-métrique BECOME a été construit à partir de l'analyse de plus de 300 plans d'eau. Il a été conçu en suivant les recommandations de (Hering et al., (2006) qui ont fait la synthèse des méthodes permettant de concevoir des indices multimétriques pour évaluer des états biologiques, et plus généralement les préconisations de la Directive Cadre sur l'eau et l'US-EPA, tant sur la conception des méthodes d'échantillonnage (rapides, reproductibles, représentatives), de la prise en compte des facteurs biogéographiques (régionalisation et modèles prédictifs) que du développement d'indice multi-métrique (écart à la référence). Le tableau ci-dessous reprend les différents critères de la DCE, gages de qualité du suivi environnemental mené à partir de l'indice multi-métrique BECOME. La conception de l'indice est décrite dans (LABAT & USSEGLIO-POLATERA, 2023).

Critère	oui	non	Commentaires
Typologie des masses d'eau	X		Système B de la directive cadre. Prends en compte 10 facteurs environnementaux. Ne respecte pas la circulaire DCE 2005/11, qui propose une typologie ne permettant pas de développer des indicateurs fiables pour les plans d'eau de petite superficie
Établissement des conditions de référence	X		Pas de distinction entre plans d'eau d'origine naturelle ou artificielle (de nombreux plans d'eau d'origine artificielle sont « naturalisés » et présentent des caractéristiques optimales)
Identification des pressions	X		
Suivi des déviations observées par rapport à des conditions de référence	X		
Intègre les variations naturelles et artificielles physiques de l'habitat	X		
L'époque à laquelle les contrôles sont effectués est déterminée de manière à réduire au minimum l'effet des variations saisonnières sur les résultats, et donc à assurer que les résultats reflètent les modifications subies par la masse d'eau du fait des variations des pressions anthropogéniques.	X		Cet aspect a été pris en compte. Notamment certains groupes floristiques (algues filamenteuses) ou faunistiques (Oligochètes, Nématodes) ont été exclus ou sont exprimés en présence car leurs abondances variaient fortement sur des pas de temps très courts et altéraient les métriques.
Détection d'un large spectre d'impacts potentiels pour permettre une classification robuste de l'état écologique	X		Sensible aux perturbations chimiques, organiques, biologiques et morphologiques
Éléments de qualité pour la classification de l'état écologique (Composition, abondance, présence de taxons sensibles*, diversité*) <small>* critères optionnels du CIS Guidance document n°7</small>	X		
Inter-étalonnage européen		X	Pas à l'ordre du jour

- ABELL J., 2018. - Shallow lakes restoration review: A literature review. Waikato Regional Council, 77 p.
- ANDELMAN S. J. & FAGAN W. F., 2000. - Umbrellas and flagships: Efficient conservation surrogates or expensive mistakes? *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 97 (11), p. 5954-5959.
- ARGILLIER C., LOGEZ M., MAIRE A. & BLABOLIL P., 2018. - Indice ichtyofaune pour l'évaluation de l'état écologique des plans d'eau d'origine anthropique, IIR. Agence Française pour la Biodiversité - IRSTEA, 20 p.
- BALDAN D., CHATTOPADHYAY S., PRUS P., FUNK A., KELLER A. & PINIEWSKI M., 2022. - Regionalization strategy affects the determinants of fish community structure. *Ecohydrology*, 15 (4), p. e2425.
- BIGGS J., VON FUMETTI S. & KELLY-QUINN M., 2017. - The importance of small waterbodies for biodiversity and ecosystem services: implications for policy makers. *Hydrobiologia*, 793 (1), p. 3-39.
- BOLPAGNI R., POIKANE S., LAINI A., BAGELLA S., BARTOLI M. & CANTONATI M., 2019. - Ecological and Conservation Value of Small Standing-Water Ecosystems: A Systematic Review of Current Knowledge and Future Challenges. *Water*, 11 (3), p. 402.
- BOUTRY S., BERTRIN V. & DUTARTRE A., 2013. - Méthode d'évaluation de la qualité écologique des plans d'eau basée sur les communautés de macrophytes Indice Biologique Macrophytique en Lac (IBML) - Rapport d'avancement. IRSTEA, 47 p.
- BOUTRY S., BERTRIN V. & DUTARTRE A., 2015. - Indice Biologique Macrophytique Lac (IBML) - Notice de calcul. IRSTEA, 30 p.
- CARCHINI G., DELLA BELLA V., SOLIMINI A. G. & BAZZANTI M., 2007. - Relationships between the presence of odonate species and environmental characteristics in lowland ponds of central Italy. *Annales de Limnologie - International Journal of Limnology*, 43 (2), p. 81-87.
- COOKE G. D., LOMBARDO P. & BRANT C., 2001. - Shallow and deep lakes: determining successful management options. *LakeLine*, 21, p. 42-46.
- CROOKS J. A., CHANG A. L. & RUIZ G. M., 2011. - Aquatic pollution increases the relative success of invasive species. *Biological Invasions*, 13 (1), p. 165-176.
- DEDIEU N. & VERNEAUX V., 2022. - Indice Macroinvertébrés Lacustres (IML) Appui scientifique à la Mise en œuvre de la Directrice Cadre Européenne sur l'Eau 2017-2020. Guide technique - Notice d'application et de calcul. Laboratoire de Chrono-Environnement, Besançon, 49 p.
- HARABIŠ F., HRONKOVÁ J., HOLER T. & PODSKALSKÁ - ŠÍPKOVÁ H., 2022. - Selective effect of fish farming management on freshwater diversity. *Biodiversity and Conservation*, 32.
- HERING D., FELD C. K., MOOG O. & OFENBÖCK T., 2006. - Cook book for the development of a Multimetric Index for biological condition of aquatic ecosystems: Experiences from the European AQEM and STAR projects and related initiatives. *Hydrobiologia*, 566 (1), p. 311-324.

- HILT S., BROTHERS S., JEPPESEN E., VERAART A. J. & KOSTEN S., 2017. - Translating Regime Shifts in Shallow Lakes into Changes in Ecosystem Functions and Services. *BioScience*, 67 (10), p. 928-936.
- JANSSEN A. B. G., HILT S., KOSTEN S., KLEIN J. J. M. DE., PAERL H. W. & WAAL D. B. V. DE., 2020. - Shifting states, shifting services: Linking regime shifts to changes in ecosystem services of shallow lakes. *Freshwater Biology*, 66 (1), p. 1-12.
- JUPKE J. F., BIRK S., APOSTOLOU A., AROVIITA J., BAATTRUP-PEDERSEN A., BALÁŽI P., BAREŠOVÁ L., BLANCO S., BORREGO M., VAN DAM H., DIMITRIOU E., FELD C. K., FERREIRA M. T., GECEVA G., GOMÀ J. ET AL., 2023. - European river typologies fail to capture diatom, fish, and macrophyte community composition. *Science of The Total Environment*, , p. 165081.
- LABAT F., 2017. - A new method to estimate aquatic invertebrate diversity in French shallow lakes and ponds. *Ecological Indicators*, 81, p. 401-408.
- LABAT F., 2021. - Facteurs environnementaux déterminants des communautés d'invertébrés et de macrophytes des petits plans d'eau peu profonds de France continentale. Université de Rennes 1, Rennes, 319 p.
- LABAT F., PISCART C. & THIEBAUT G., 2022a. - Invertebrates in small shallow lakes and ponds: a new sampling method to study the influence of environmental factors on their communities. *Aquatic Ecology*, 56, p. 585-603.
- LABAT F. & THIÉBAUT G., 2022. - A new trophic index (TIM2S) to evaluate trophic alteration of small shallow lakes: a predictive reference-based approach. *Hydrobiologia*, , p. 519-536.
- LABAT F., THIÉBAUT G. & PISCART C., 2021. - Principal Determinants of Aquatic Macrophyte Communities in Least-Impacted Small Shallow Lakes in France. *Water*, 13 (5), p. 609.
- LABAT F., THIÉBAUT G. & PISCART C., 2022b. - A new method for monitoring macrophyte communities in small shallow lakes and ponds. *Biodiversity and Conservation*, 31, p. 1627-1645.
- LABAT F. & USSEGLIO-POLATERA P., 2023. - A new bioassessment multimetric index (BECOME) and diagnostic tool (BECOME_d) for small standing waters. *Ecological Indicators*, 154, p. 110831.
- LAPLACE-TREYTURE C. & FERET T., 2016. - Performance of the Phytoplankton Index for Lakes (IPLAC): A multimetric phytoplankton index to assess the ecological status of water bodies in France. *Ecological Indicators*, 69, p. 686-698.
- LUNDBERG P. & ARPONEN A., 2022. - An overview of reviews of conservation flagships: evaluating fundraising ability and surrogate power. *Nature Conservation*, 49, p. 153-188.
- MORIN S., 2023. - A new diatom-based multimetric index to assess lake ecological status. *Environmental Monitoring and Assessment*, 195.
- PICARD L., 2016. - Evaluation biologique des mares de Bretagne - Application de l'IcoCAM - Année 1. GREZIA, 114 p.
- TAMMEORG O., CHORUS I., SPEARS B., NÖGES P., NÜRNBERG G. K., TAMMEORG P., SØNDERGAARD M., JEPPESEN E., PAERL H., HUSER B., HORPPILA J., JILBERT T., BUDZYŃSKA A., DONDAJEWSKA-PIELKA R., GOŁDYN R. ET AL., 2023. - Sustainable lake restoration: From challenges to solutions. *WIREs Water*, 2023, p. e1689.

ANNEXE I - EXEMPLE DE RENDU FOURNI PAR AQUABIO

(Informative)

Dans cet exemple, il est possible de retrouver :

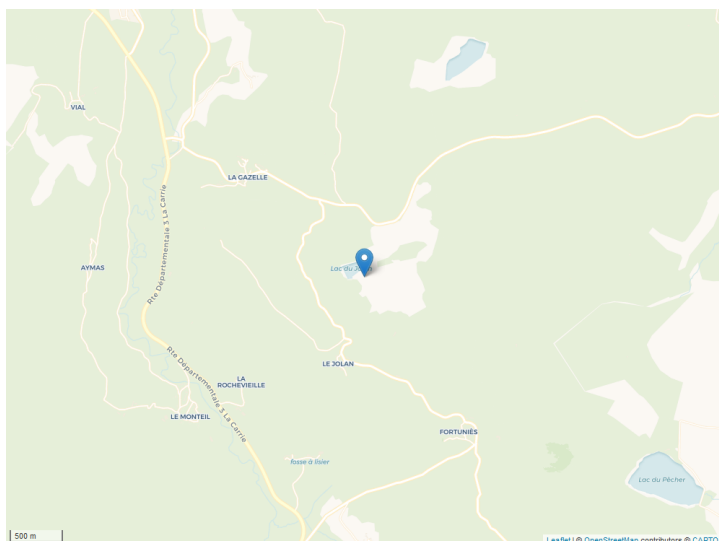
- > page 1 : description et localisation générale du plan d'eau, avec divers paramètres environnementaux relevés ou calculés en routine
- > page 2 : des observations relatives à l'essai et le plan d'échantillonnage des invertébrés
- > page 3 : l'indice multi-métrique BECOME, le diagramme radar de l'outil diagnostique permettant d'identifier les pressions à l'origine des altérations, des diagrammes d'aide à l'interprétation, notamment par mésohabitat, le niveau trophique du plan d'eau d'après l'indice TIM₂S, et des indicateurs complémentaires.
- > pages 4 et 5 : listes floristiques et faunistiques (taxons contributifs uniquement)
- > page 6 : le statut des espèces identifiées (à partir de la base de données statut de l'INPN).

Tourbière du Jolan (PNRVA07 – 31/07/2014)

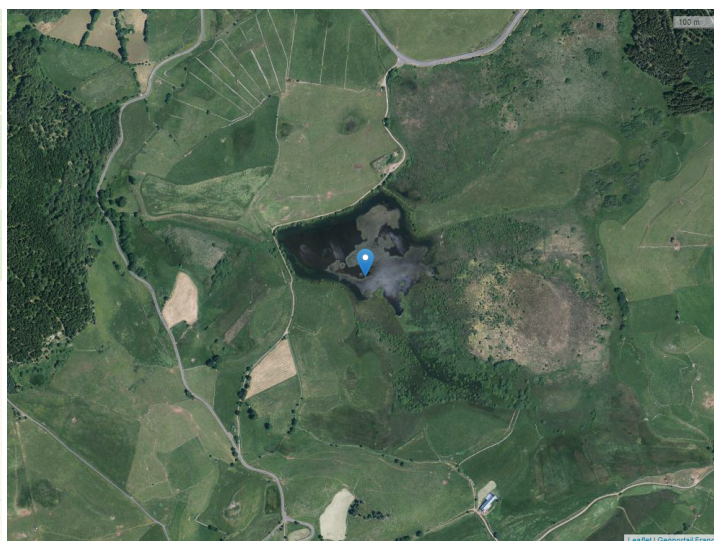
Caractéristiques générales de la station

Contexte géologique	Siliceux	Surface estimée (dont zone tourbeuse, m²)	260000	Rives à pentes > 50 % ou instables (%)	50-75
X (RGF 93, en m)	687976	Surface estimée (hors zone tourbeuse, m²)	55700	Sommet de berges piétinées (%)	0-5
Y (RGF 93, en m)	6455788	Ombrage (%)	0%	Pression de pâturage (betail)	Diffuse
Altitude (m)	1133	Environnement forestier sur 50m (%)	0%	Pression rongeurs exotiques	
Distance à la source (km)	1.11	Profondeur moyenne (m)	1.3	Pression oiseaux d'eau	Forte
Distance au cours d'eau le plus proche (m)	0	Profondeur maximale (m)	1.6	Colmatage végétation	Nul ou faible

Localisation générale du site



Vue détaillée du site



Photographie du site



Tourbière du Jan (PNRVA07 – 31/07/2014)

Données relatives à l'essai

Date d'échantillonnage	31/07/2014	Accessibilité du site facilités de prélèvement	Facile	Opérateur laboratoire invertébrés	Frédéric LABAT (CF)
Heure de début	10:00	Nécessité d'une embarcation	motorisée électrique	Date d'analyse invertébrés	29/03/2017
Heure de fin	16:35	Type de mise à l'eau	Non stabilisée	Opérateur laboratoire macrophytes	Frédéric LABAT (SG) Nicolas TAROZZI (SG)
Opérateurs terrain	Frédéric LABAT (SG) Nicolas TAROZZI (SG)	Coordonnées RGF93 mise à l'eau (X, Y, en mètres)	-	Date d'identification laboratoire macrophytes	été 2014

SG = Agence Sud-Ouest, CF = Agence Centre, FE = Agence Ouest, NY = Agence Sud-Est, BE = Agence Nord-Est

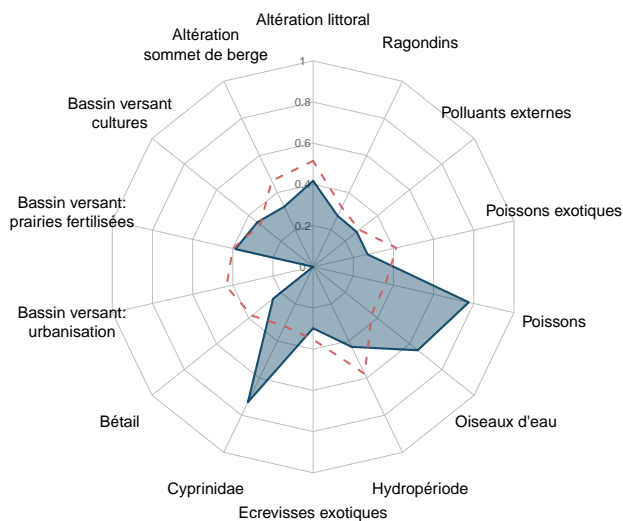
Observations diverses

Dérogation	Poissons observés	Cyprinidés	Odonates observés
Non conformité	Ecrevisses observées	Pas d'écrevisse observée	Amphibiens observés

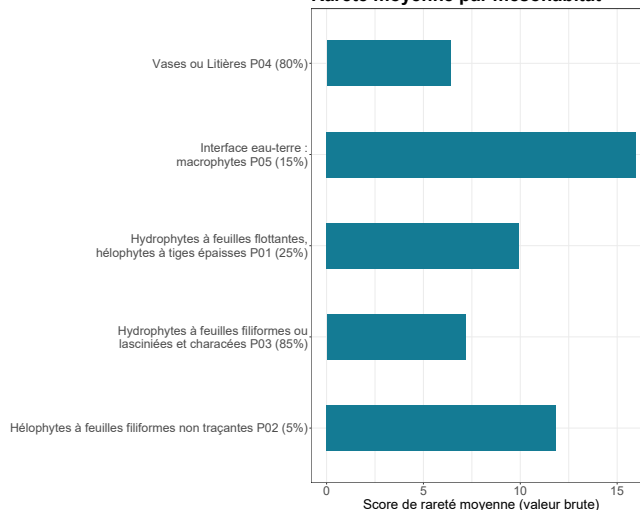
Tableau d'échantillonnage invertébrés

Habitat	Recouvrement de l'habitat (%)	Superficie échantillonnée (m ²)
Hydrophytes à feuilles filiformes ou lasciniées et characées	85	1.00
Vases ou Litières	80	0.05
Hydrophytes à feuilles flottantes, hélrophytes à tiges épaisses	25	1.00
Interface eau-terre : macrophytes	15	4.00
hélrophytes à feuilles filiformes non traçantes	5	1.00

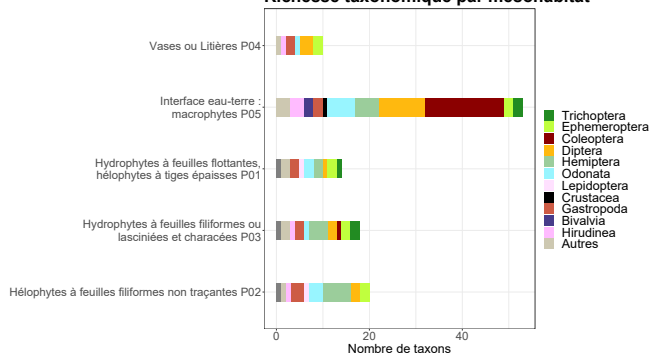
Tourbière du Jan (PNRVA07 – 31/07/2014)



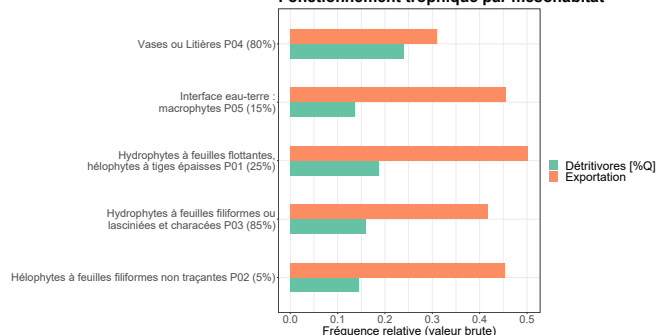
Rareté moyenne par mésohabitat



Richesse taxonomique par mésohabitat



Fonctionnement trophique par mésohabitat



Métriques et indice multimétrique BECOME

TIM2S	H' Mâkirinta	Invertébrés de plaine [%B]	Thermophiles [%Q]	EPT [%S]	Ephéméroptères [%Q]	Détritviores [%Q]	Invertébrés groupe g	Rareté invertébrés	Rareté macrophytes	TRS	BECOME
1	1	0.13	0.88	0.92	0.81	0.86	1	0.91	0.74	0.5	0.79

Bleu = Très bon, Vert = Bon, Jaune = Moyen, Orange = Passable, Rouge = Mauvais

Métriques complémentaires

Niveau trophique*	Richesse floristique (brute)	Richesse Odonates & Coléoptères	Recouvrement herbiers aquatiques	Exportation invertébrés	Conservation macrophytes (liste rouge nationale)
Mésotrophe	44	1	0	0.81	0.94

Tourbière du Jolan (PNRVA07 – 31/07/2014)

Liste floristique standardisée

Embranchement	Ordre	Famille	Taxon	Recouvrements*		
Charophyta	Charales	Characeae	<i>Nitella flexilis</i>	2		
	Marchantiales	Marchantiaceae	<i>Marchantia polymorpha</i>	1		
	Hypnales	Calliergonaceae	<i>Calliergonella cuspidata</i>	3		
	Polytrichales	Polytrichaceae	<i>Polytrichum commune</i>	3		
	Rhizogoniales	Aulacomniaceae	<i>Aulacomnium palustre</i>	3		
	Sphagnales	Sphagnaceae	<i>Sphagnum</i>	5		
	Equisetales	Equisetaceae	<i>Equisetum fluviatile</i>	5		
	Alismatales	Alismataceae	<i>Alisma plantago-aquatica</i>	1		
			<i>Lemna minor</i>	1		
			Potamogetonaceae	<i>Potamogeton natans</i>	5	
				<i>Potamogeton polygonifolius</i>	1	
		Apiales	Apiaceae	<i>Cicuta virosa</i>	4	
				<i>Peucedanum palustre</i>	4	
		Asterales	Menyanthaceae	<i>Menyanthes trifoliata</i>	4	
		Boraginales	Boraginaceae	<i>Myosotis scorpioides</i>	1	
		Caryophyllales	Polygonaceae	<i>Persicaria hydropiper</i>	1	
		Ceratophyllales	Ceratophyllaceae	<i>Ceratophyllum demersum</i>	2	
		Gentianales	Rubiaceae	<i>Galium palustre</i>	1	
				<i>Galium uliginosum</i>	1	
		Lamiales	Lamiaceae	<i>Lycopus europaeus</i>	1	
				<i>Mentha aquatica</i>	1	
				<i>Scutellaria galericulata</i>	2	
			Lentibulariaceae	<i>Utricularia australis</i>	2	
			Plantaginaceae	<i>Callitriche obtusangula</i>	1	
		Myrtales	Onagraceae	<i>Epilobium palustre</i>	1	
		Poales	Cyperaceae	<i>Carex cespitosa</i>	2	
				<i>Carex lasiocarpa</i>	4	
				<i>Carex nigra</i>	2	
				<i>Carex rostrata</i>	5	
				<i>Eleocharis palustris</i>	2	
				<i>Eriophorum angustifolium</i>	4	
				<i>Eriophorum vaginatum</i>	3	
				Juncaceae	<i>Juncus acutiflorus</i>	3
					<i>Juncus articulatus</i>	1
				Poaceae	<i>Agrostis stolonifera</i>	1
					<i>Glyceria fluitans</i>	2
					<i>Phalaris arundinacea</i>	1
			<i>Phragmites australis</i>	4		
			Typhaceae	<i>Sparganium emersum</i>	1	
				<i>Sparganium erectum</i>	2	
				<i>Typha latifolia</i>	3	
		Ranunculales	Ranunculaceae	<i>Caltha palustris</i>	1	
			<i>Ranunculus peltatus</i>	1		
	Rosales	Rosaceae	<i>Comarum palustre</i>	5		

* 1 = quelques pieds, 2 = quelques petits herbiers, 3 = petits herbiers assez fréquents, 4 = grands herbiers discontinus, 5 = herbiers continus

Tourbière du Jolan (PNRVA07 – 31/07/2014)

Liste faunistique

Embranchement	Ordre	Famille	Taxon	abondances (N/m ²)		
Arthropoda	Trichoptera	Leptoceridae	<i>Oecetis</i>	2.5500		
			<i>Trietodes</i>	3.6500		
	Ephemeroptera	Limnephilidae	Phryganeidae	<i>Limnephilus</i>	0.0375	
				<i>Trichostegia</i>	0.0375	
		Baetidae	<i>Cloeon</i>	267.0500		
		Coleoptera	Caenidae	Dytiscidae	<i>Caenis</i>	35.9125
					<i>Agabus</i>	0.1875
			<i>Graphoderus</i>	0.0375		
			<i>Hydaticus</i>	0.3000		
			<i>Hydroporus</i>	2.2500		
			<i>Hygrotus</i>	0.1500		
			<i>Ilybius</i>	0.0750		
	<i>Rhantus</i>		0.0750			
	Halplidae	Helophoridae	Hydraenidae	<i>Halplius</i>	1.0000	
				<i>Helophorus</i>	0.1125	
		<i>Limnebius</i>	0.0375			
		Hydrochidae	Hydrophilidae	<i>Hydrochus</i>	0.1875	
				<i>Anacaena</i>	0.0375	
		<i>Coelostoma</i>	0.0375			
		<i>Enochrus</i>	1.5750			
		<i>Helochares</i>	1.8000			
		<i>Paracymus</i>	0.0375			
		Diptera	Scirtidae	Ceratopogonidae	<i>Cyphon</i>	7.3875
	<i>Ceratopogonidae</i>				16.7500	
	Chaoboridae		Chironomidae	<i>Chaoboridae</i>	32.0750	
				<i>Chironomidae excl. Tanypodinae</i>	181.9625	
	Cylindrotomidae		Dixidae	<i>Cylindrotomidae</i>	0.1125	
				<i>Dixidae</i>	3.6125	
	Limoniidae		Sciomyzidae	<i>Limoniidae</i>	0.2625	
				<i>Sciomyzidae</i>	0.0375	
	Stratiomyidae		Syrphidae	<i>Stratiomyidae</i>	0.0750	
				<i>Syrphidae</i>	0.0375	
	Heteroptera		Tabanidae	Corixidae	<i>Tabanidae</i>	0.1500
					<i>Corixinae</i>	32.9250
			Gerridae	Hydrometridae	<i>Gerris</i>	3.3500
<i>Hydrometra</i>					0.4625	
Naucoridae			Nepidae	<i>Ilyocoris</i>	0.4625	
		<i>Ranatra</i>		1.1500		
Velidae		Coenagrionidae	<i>Microvelia</i>	1.0125		
	<i>Coenagrion</i>		0.0375			
Odonata	Enallagma cyathigerum	<i>Enallagma cyathigerum</i>	0.4875			
		<i>Erythromma</i>	39.7000			
		<i>Pyrrhosoma nymphula</i>	0.1500			
Lepidoptera	Lestidae	Libellulidae	<i>Lestes</i>	0.0875		
			<i>Libellula</i>	0.3750		
	Crambidae	Asellidae	<i>Elophila</i>	2.8500		
			<i>Proasellus</i>	6.4875		
Mollusca	Trombidiformes	Hygrophila	<i>Hydracarina</i>	P		
			Ferrissidae	Lymnaeidae	<i>Ferrissia</i>	0.2500
	<i>Radix</i>	2.2000				
	Planorbidae	Stagnicola	<i>Stagnicola</i>	3.4125		
			<i>Armiger</i>	16.0500		
	Bathyomphalus	Gyraulus	<i>Bathyomphalus</i>	1.2000		
			<i>Gyraulus</i>	18.8500		
	Venerida	Sphaeriidae	<i>Pisidium</i>	4.0125		
			<i>Sphaerium</i>	10.2000		
	Annelida	Pharyngobdelliformes	Erpobdellidae	<i>Erpobdella</i>	0.6375	
Rhynchobdelliformes				Glossiphoniidae	<i>Glossiphonia</i>	0.1500
	<i>Helobdella</i>	16.0375				
Cnidaria	Anthoathecata	Hydridae	<i>Hemiclepsis</i>	5.9500		
			<i>Oligochaeta</i>	P		
Nemathelmintha	Hydridae	Hydridae	<i>Hydra</i>	P		
			<i>Nematoda</i>	P		

Tourbière du Jolan (PNRVA07 – 31/07/2014)

Espèces à statut

Espèce	Déterminantes ZNIEFF	Directive habitats	Liste rouge européenne	Liste rouge nationale	Liste rouge régionale	Protection régionale
<i>Agrostis stolonifera</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Alisma plantago-aquatica</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Aulacomnium palustre</i>	X	-	LC	-	LC	-
<i>Bathyomphalus</i>	-	-	LC	-	-	-
<i>Calliergonella cuspidata</i>	-	-	LC	-	LC	-
<i>Callitriche obtusangula</i>	X	-	LC	LC	EN	-
<i>Caltha palustris</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Carex cespitosa</i>	X	-	-	LC	NT	OUI
<i>Carex lasiocarpa</i>	X	-	LC	LC	LC	-
<i>Carex nigra</i>	-	-	-	LC	LC	-
<i>Carex rostrata</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Ceratophyllum demersum</i>	X	-	LC	LC	LC	-
<i>Cicuta virosa</i>	X	-	LC	VU	VU	OUI
<i>Comarum palustre</i>	X	-	-	LC	-	-
<i>Eleocharis palustris</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Enallagma cyathigerum</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Epilobium palustre</i>	-	-	-	LC	LC	-
<i>Equisetum fluviatile</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Eriophorum angustifolium</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Eriophorum vaginatum</i>	X	-	-	LC	LC	-
<i>Galium palustre</i>	-	-	-	LC	LC	-
<i>Galium uliginosum</i>	-	-	-	LC	LC	-
<i>Glyceria fluitans</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Juncus acutiflorus</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Juncus articulatus</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Lemna minor</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Lycopus europaeus</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Marchantia polymorpha</i>	-	-	LC	-	-	-
<i>Mentha aquatica</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Menyanthes trifoliata</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Myosotis scorpioides</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Persicaria hydropiper</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Peucedanum palustre</i>	X	-	-	LC	NT	-
<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Phragmites australis</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Polytrichum commune</i>	-	-	LC	-	LC	-
<i>Potamogeton natans</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Potamogeton polygonifolius</i>	X	-	LC	LC	LC	-
<i>Pyrrhosoma nymphula</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Ranunculus peltatus</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Scutellaria galericulata</i>	-	-	-	LC	LC	-
<i>Sparganium emersum</i>	X	-	LC	LC	NT	-
<i>Sparganium erectum</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Sphagnum</i>	-	CDH5	-	-	-	-
<i>Typha latifolia</i>	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Utricularia australis</i>	X	-	LC	LC	NT	-

EX = éteinte au niveau mondial, RE = disparue au niveau national, CR = en danger critique, EN = en danger, VU = vulnérable, NT = quasi menacée, LC = préoccupation mineure, DD : données insuffisantes, NA = non applicable (introduite ou occasionnelle), NE = non évaluée