



**Direction
de l'Eau**

Sous-direction des milieux aquatiques
et de la gestion de l'eau
Bureau de l'écologie des milieux aquatiques

Paris, le 11 avril 2007

Protocole de prélèvement et de traitement des échantillons des invertébrés sur le réseau de contrôle de surveillance

**Philippe USSEGLIO-POLATERA, Université de Metz
Jean-Gabriel WASSON & Virginie ARCHAIMBAULT, Cemagref Lyon**

Appui scientifique à la Mise en œuvre de la Directive Cadre Européenne sur l'Eau – note méthodologique du 30 mars 2007

I – Objectifs et principes généraux.

I.1 – Objets et définitions

La présente note concerne uniquement les macro-invertébrés dans les cours d'eau. Elle a pour objet de proposer un nouveau protocole de prélèvement et de traitement des échantillons pour le **Réseau de Contrôle de Surveillance**, dans le cadre de la mise en œuvre de la Directive Cadre Européenne sur l'Eau (DCE).

Le protocole proposé s'applique aux **cours d'eau dont la totalité ou la quasi-totalité des habitats présents dans le lit mouillé peuvent être prospectés en période de basses eaux**, à pied ou au moyen d'embarcations légères, avec des appareils à main de type filet Surber. ⁽¹⁾

On entend par **station une portion de cours d'eau représentative de l'hydro-morphologie d'un tronçon** en termes de diversité des habitats physiques, y compris les éventuelles altérations hydro-morphologiques.

Un **échantillon** correspond à l'ensemble des **n prélèvements unitaires** d'invertébrés réalisés sur **une station à une date donnée** (n = 8 pour le protocole IBGN, et n= 12 pour le présent protocole).

On entend par **habitat** la combinaison d'un **substrat** (ou support) et d'une **classe de vitesse** de courant.

¹ Correspond aux classes TP, P et M, et une partie de la classe G de la typologie nationale. Une version du protocole adaptée aux grands cours d'eau sera proposée ultérieurement.

I.2 – Objectifs

La plupart des méthodes utilisées au niveau européen préconisent un prélèvement représentatif des principaux habitats présents sur une station (i.e. réalisé au prorata de leurs surfaces de recouvrement relatives), de façon à obtenir une image globale moyenne du peuplement d'invertébrés.

Cependant, certaines méthodes diffèrent quant à la prise en compte des habitats marginaux en terme de superficie. Ainsi le protocole AQEM ⁽²⁾ ne considère pas les habitats qui représentent moins de 5% de la mosaïque benthique. L'argument avancé, assis sur de nombreuses données, est que l'échantillonnage d'habitats marginaux résiduels peut masquer l'effet des altérations physiques même dans des cours d'eaux dont les caractéristiques hydro-morphologiques sont très fortement dégradées.

Mais avec un protocole de type AQEM, des habitats peu représentés, qui abritent cependant une faune spécifique (e.g. chevelus racinaires, litières, bryophytes), peuvent ne pas être échantillonnés. Or cette faune est souvent très informative sur l'état écologique d'une station, notamment sur les premiers signes d'une altération. A l'inverse, l'IBGN favorise l'échantillonnage des habitats marginaux au détriment d'une bonne représentation des habitats dominants, ce qui induit souvent un biais important dans la représentativité de la faune par l'échantillon réalisé, et peut masquer l'effet de certaines altérations.

Le but du présent protocole est donc de combiner les avantages de ces deux approches tout en réduisant leurs inconvénients, en réalisant un échantillonnage séparé des habitats dominants et marginaux. Il répond à trois objectifs principaux :

- Fournir une **image représentative du peuplement d'invertébrés** d'une station, mais en **séparant la faune des habitats dominants et des habitats marginaux**.
- Permettre le développement et la mise en œuvre d'un **nouvel indice multi-métrique d'évaluation de l'état écologique à partir des invertébrés** pour les réseaux de surveillance, qui soit à la fois conforme aux exigences de la DCE et en meilleure cohérence avec les différentes méthodes utilisées au niveau européen.
- Permettre néanmoins **le calcul, avec une marge d'incertitude acceptable, de la note IBGN** (norme NF T-90350, AFNOR, 1992, 2004) qui restera la méthode officielle d'évaluation de l'état écologique pendant une **période transitoire**, jusqu'à l'adoption du nouvel indice ; ceci permettra en outre de **garantir la continuité du suivi**, et de continuer à valoriser les chroniques acquises depuis 1992.

En outre l'élaboration de cette future méthode doit répondre à deux contraintes pratiques :

- ne requérir qu'une **augmentation raisonnablement limitée du coût** par rapport à l'IBGN.
- rester **compatible avec le protocole mis en œuvre sur le Réseau de Référence**, qui servira à déterminer les valeurs de référence pour le nouvel indice.

Le protocole appliqué sur les réseaux de référence répondait déjà à ces objectifs, mais avec un niveau de précision et de contrainte supérieur, notamment pour le recalcul de la note IBGN. Le protocole « Réseau de Surveillance » tient compte de l'expérience acquise par les praticiens sur le réseau de référence, et des difficultés apparues lors de la mise en œuvre du protocole correspondant. Le protocole « Réseau de Surveillance » est donc directement dérivé du protocole appliqué sur le réseau de référence, avec un certain nombre de simplifications et d'allègements méthodologiques portant sur :

- le protocole de terrain (prélèvement des échantillons)
- le protocole de laboratoire (traitement des échantillons)
- le niveau taxonomique (détermination des invertébrés).

I.3 – Principes généraux

Pour obtenir un échantillon représentatif de la mosaïque des habitats dominants d'un site donné, et échantillonner les habitats marginaux qui permettront en outre de calculer une note IBGN, le présent protocole préconise d'échantillonner **12 prélèvements** en combinant :

- un échantillonnage des habitats dominants basé sur 8 prélèvements unitaires,

² site web AQEM : <http://www.aqem.de> . Pré-norme CEN : cf Document CEN /TC 230 N 0503- Guidance on pro-rata Multi-Habitat-Sampling of benthic invertebrates from wadeable rivers.)

- un échantillonnage des habitats marginaux, basé sur 4 prélèvements, qui permettra de garantir une conformité suffisante avec le protocole IBGN.

Les 12 prélèvements sont réalisés en **3 groupes de 4 relevés (ou 3 « bocaux »)** qui pourront être regroupés sur le terrain en respectant certaines règles.

Dans la norme IBGN, comme dans le protocole AQEM, la prospection de substrats différents est nettement privilégiée. Cependant, la vitesse du courant est également un facteur important de diversification des peuplements d'invertébrés benthiques et doit être intégrée dans les règles d'échantillonnage. On cherchera également à bien répartir les prélèvements sur l'ensemble de la station.

En pratique, cela signifie :

- Identifier sur le terrain les supports dominants (superficie > 5%) et marginaux ($\leq 5\%$) ;
- Réaliser un premier groupe de 4 prélèvements sur les **supports marginaux**, suivant l'ordre d'habitabilité (bocal 1) ;
- Réaliser un deuxième groupe de 4 prélèvements sur les **supports dominants**, suivant l'ordre d'habitabilité (bocal 2) ;
- Réaliser un troisième groupe de 4 prélèvements sur les **supports dominants**, en privilégiant la représentativité des habitats (bocal 3).

Les résultats seront exprimés sous la forme de **3 listes faunistiques par échantillon**, soit une liste pour chaque bocal. Ces listes permettront par différentes combinaisons de recalculer :

- une liste « équivalente IBGN » (B1 + B2)
- une liste « habitats dominants » (B2 + B3)
- une liste « habitats marginaux » (B1)
- une liste « faune globale » (B1 + B2 + B3)

Ce protocole permettra donc d'inclure dans le futur indice des métriques calculées séparément sur la faune des habitats dominants et marginaux, et sur la faune globale, et de calculer une note d'indice « équivalent IBGN ». ⁽³⁾

II. Préparation de l'échantillonnage

II.1 - Choix des stations

Pour être **représentative de la morphologie d'un tronçon** de cours d'eau, la station sera calée préférentiellement sur des **séquences de faciès radier / mouille**. La largeur du lit à plein bord (notée Lpb) est une grandeur de calage en géométrie hydraulique qui permet de prévoir statistiquement la longueur moyenne des séquences de faciès. En première approximation, cette largeur peut être estimée rapidement sur le terrain à partir de la zone non végétalisée du lit. La longueur d'une séquence radier / mouille représente en moyenne 6 fois la largeur du lit à plein bord.

- Pour les cours d'eaux de petite et moyenne dimension (classes P et M de la typologie nationale), 2 séquences radier / mouille seront considérées, soit $12 * Lpb$.
- Pour les très petits cours d'eaux (classe TP), souvent plus hétérogènes, il est préférable de prendre en compte 3 séquences (soit $18 * Lpb$).
- Pour les grands cours d'eaux (classe G), le choix de 2 séquences reste préférable, mais il sera parfois nécessaire pour des raisons pratiques de se limiter à une séquence (soit $6 * Lpb$), en prenant soin de la choisir la plus représentative possible de la morphologie moyenne du tronçon.

Quelle que soit la taille du cours d'eau la station devra être aussi représentative que possible de la morphologie du tronçon, *y compris des éventuelles altérations hydro-morphologiques*.

Les éléments pratiques nécessaires à la mise en œuvre sur le terrain sont détaillés en annexe I.

³ L'incertitude sur le calcul de l'IBGN sera évaluée à l'aide des données détaillées sur 12 prélèvements acquises sur les sites de référence.

II.2 Positionnement des stations

Le repérage et le positionnement de la station sont à réaliser une seule fois pour chaque station, sauf événement hydrologique majeur bouleversant la morphologie du lit. En pratique, il est fortement recommandé de réaliser ce repérage **avant la première campagne** de prélèvement.

La démarche décrite ci-dessous devra être respectée pour le choix de l'emplacement précis de chaque station :

1. Estimer visuellement la largeur à plein bord Lpb.
2. Repérer visuellement sur une longueur suffisante (environ 5 à 8 séquences, soit 30 à 50 Lpb en fonction de la taille du cours d'eau), les conditions morpho-dynamiques du secteur.

Pour les grands cours d'eau, cette étape pourra utilement être préparée en utilisant des photos aériennes (orthophotoplan au 1/25.000ème par exemple).

3. Choisir les séquences contiguës les plus représentatives, en prenant soin *d'éviter d'y inclure des singularités morphologiques.*

On entend par *singularités* des structures naturelles ou artificielles *isolées*, qui ne se retrouvent pas de manière répétitive et régulière sur le tronçon (au moins sur le secteur repéré visuellement), par exemple : ponts, protections de berges très localisées, embâcles isolés, affluents, faciès ou substrats aux caractéristiques particulières.

4. Mesurer la largeur moyenne à plein bord, sur une dizaine de transects espacés d'environ 1,5 fois la largeur estimée ⁽⁴⁾. Cette valeur, mesurée avec une précision de $\pm 5\%$, sera notée Lpb.
5. Choisir et calculer la longueur totale de la station (12, 18 ou 6 Lpb selon les cas) qui sera notée Lt, en mètres.
6. Positionner une première limite de station (amont ou aval), sur une limite de faciès caractéristique, par exemple la tête d'un radier.
7. Se déplacer d'une longueur de station le long du cours d'eau, en prenant soin d'identifier les limites des principaux faciès : radiers, plats, mouilles ⁽⁵⁾.
8. Positionner la deuxième limite de station sur la structure équivalente à celle choisie comme première limite (ex : tête de radier) la plus proche de la distance calculée.
9. Si les limites de faciès ne sont pas repérables (cas des rivières très lentes ou chenalisées), on prendra dans tous les cas une station de la longueur calculée, en calant la première limite sur un repère visible.

Il est impératif de noter avec précision des repères, ou de baliser les limites choisies, ou d'utiliser des coordonnées GPS précises, de manière à retrouver facilement la station lors des campagnes ultérieures.

II.3 Identification des stations

Chaque station sera identifiée très précisément par les informations suivantes :

- Code station (précédé du code bassin, au format RNB)
- Nom du cours d'eau
- Nom de la station
- Nom et code INSEE de la commune
- Altitude
- Largeur du lit à plein bord
- Longueur totale de la station
- Latitude et longitude (GPS) des points limites amont et aval ⁽⁶⁾.

⁴ Voir annexe I. Il est fortement recommandé d'utiliser pour cette opération un télémètre.

⁵ Voir annexe I pour l'identification des faciès.

⁶ En cas d'impossibilité d'utiliser un GPS (vallées encaissées), fournir une photocopie de la carte IGN au 1/25.000ème avec la position de la station.

Ces informations sont à renseigner selon les indications fournies dans les fiches de l'annexe II.

II.4 – Dates des campagnes de prélèvement

La circulaire DCE 2006/16 relative à la constitution et la mise en œuvre du programme de surveillance préconise pour le réseau de contrôle de surveillance une campagne d'échantillonnage par an, pour chaque année.

En règle générale, pour les cours d'eau à régime pluvial et ne présentant pas de variation saisonnière marquée des altérations chimiques et hydrologiques, la campagne sera réalisée **en période de basses eaux**. Au sein de cette période, les dates réelles des prélèvements devront être adaptées aux grandes écorégions, en distinguant notamment les sites suivant leur distribution altitudinale, de façon à tenir compte des différences dans les rythmes biologiques.

Dans les cours d'eaux à régime nival ou glaciaire avec de forts débits au printemps et en été, la campagne pourra être avancée de façon à précéder la fonte des neiges.

Les prélèvements ne doivent pas être réalisés dans les conditions suivantes :

- turbidité anormale ne permettant pas de décrire la mosaïque d'habitats.
- après un épisode de forte crue ayant entraîné un remaniement généralisé du substrat ; dans ce cas un délai de recolonisation est recommandé.

III. Protocole de prélèvement sur le terrain

III.1 Appareils de prélèvements

Les **12 prélèvements** de $1/20$ de m^2 sont réalisés comme dans la norme IBGN actuelle au filet Surber (0,5 mm de vide de maille) ou au filet troubleau en fonction de l'accessibilité des substrats (ou supports). Les détails du protocole de prélèvement par type d'habitat sont proposés avec la définition de chaque substrat.

III.2 Définition des habitats

III.2.1 Définition des substrats

Un substrat est constitué par une association d'éléments minéraux (pouvant inclure des éléments organiques), ou d'éléments végétaux, présentant des caractères physiques homogènes sur une certaine surface.

Pour être pris en compte dans la description de la station et inclus dans l'échantillonnage, un substrat doit représenter une surface minimale **au moins égale à 1 pour mille de la surface de la station** ; cette surface est estimée visuellement.

Cette surface minimale doit être **contiguë pour les substrats minéraux**, définis d'après la classe granulométrique qui présente la plus forte proportion apparente en surface.

En revanche, cette surface minimale **peut ne pas être contiguë pour les substrats non minéraux**.

La surface minimale contiguë pour inclure un substrat dans l'échantillonnage est celle d'un Surber ($1/20^{\text{ème}}$ de m^2) sauf pour les bryophytes (voir Tableau I).

Tableau I : Surfaces minimales nécessaires indicatives pour la prise en compte d'un type de substrat dans le plan d'échantillonnage en fonction de la taille du cours d'eau

Largeur du cours d'eau (en m)	Surface minimale d'un substrat	Surface minimale d'échantillonnage
2 à 8 - TP	0,05 à 0,75 m ²	Surface du filet Surber – 1/20 ^e m ² (contiguë sauf Bryophytes)
8 à 15 - P	0,75 à 2,5 m ²	Surface du filet Surber – 1/20 ^e m ² (contiguë sauf Bryophytes)
15 à 25 - M	2,5 à 7,5 m ²	Surface du filet Surber – 1/20 ^e m ² (contiguë sauf Bryophytes)
25 à 40 - G	7,5 à 10 m ²	Surface du filet Surber – 1/20 ^e m ² (contiguë sauf Bryophytes)
> 40 - TG	> 10 m ²	Surface du filet Surber – 1/20 ^e m ² (contiguë sauf Bryophytes)

Les différents types de substrat, classés comme dans l'IBGN selon un ordre de priorité d'échantillonnage correspondant à une habitabilité décroissante, sont précisés dans le tableau II.

Tableau II : Définition et ordre d'échantillonnage des substrats.

Définition du substrat	Habitabilité	Protocole prélèvement
Bryophytes	11	végétal seul (sur bloc) ou avec élément support (sur cailloux)
Spermaphytes immergés (hydrophytes)	10	inclut la couche superficielle du sédiment
Déchets organiques grossiers (litières)	9	inclut la couche superficielle du sédiment
Chevelus racinaires, supports ligneux	8	végétal seul
Sédiments minéraux de grande taille (pierres, galets) (25 à 250 mm)	7	inclut les différentes classes granulométriques de sédiments
Blocs (> 250 mm) inclus dans une matrice d'éléments minéraux de grande taille (25 à 250 mm)	6	inclut les sédiments et la faune associés au bloc (abris sous bloc)
Granulats grossiers (gravier) (2 à 25 mm).	5	inclut les différentes classes granulométriques de sédiments
Spermaphytes émergents de strate basse (hélophytes)	4	inclut la couche superficielle du sédiment
Vases : sédiments fins (< 0,1 mm) avec déchets organiques fins	3	couche superficielle du sédiment (<3cm)
Sables et limons (< 2mm)	2	couche superficielle du sédiment (<3cm)
Algues	1	inclut les éléments minéraux du support
Surfaces uniformes dures naturelles et artificielles (roches, dalles, marnes et argiles compactes)	0	raclage de surface

III.2.2 Protocole de prélèvement détaillé pour chaque type de substrat

La méthode consiste à ramener dans le Surber, à la main, une partie du substrat, y compris fin (petits cailloux à vase), ce qui signifie que la méthode des « coups de pied » (e.g. associée au kick-sampling) est à proscrire.

Le filet du Surber doit être vidé entre chaque prélèvement unitaire.

Bryophytes :

Placer le Surber à contre courant sur les bryophytes, et frotter et peigner énergiquement pendant au moins 10 secondes sur toute la surface du cadre. Sur les blocs, n'échantillonner que le végétal.

Si la surface des bryophytes n'est pas suffisante pour remplir le cadre du Surber, il est possible de faire le prélèvement en plusieurs points jusqu'à avoir la surface d'échantillonnage requise.

Si les bryophytes sont peu représentées, sur les pierres, considérer alors le support principal comme pierre et les bryophytes sont à renseigner dans les cases « nature végétation » et « abondance végétation » de la fiche de terrain.

Spermaphytes immergés (hydrophytes) :

Placer le Surber à contre courant sur les hydrophytes, prélever la totalité du végétal contenu dans le cadre de 1/20 m². Dans la pratique, on introduit le végétal dans le filet et on le coupe.

Les végétaux adhérents au substrat (ex : callitriches) sont prélevés avec la couche superficielle du substrat. Pour les spermaphytes enracinés dont une partie de l'appareil végétatif est flottante (ex : renoncules), seul le végétal est prélevé.

Si un seul prélèvement doit être réalisé dans les hydrophytes, il est réalisé sur l'espèce dominante en superficie. Si plusieurs prélèvements doivent être réalisés dans les hydrophytes dans une même classe de vitesse, ils sont réalisés si possible sur les différentes espèces présentes dans l'ordre décroissant de leur surface relative.

Débris organiques grossiers (litières) :

Placer le Surber à contre courant sur la surface à échantillonner. Racler la surface du sédiment correspondant à l'intérieur du cadre sur une épaisseur permettant de prélever un volume final compris entre 0,5 et 1 l au maximum.

Chevelus racinaires, substrats ligneux :

Faites glisser le Surber à contre courant sur les racines. Frotter et peigner énergiquement les racines pendant au moins 10 secondes de façon à récupérer les individus dans le filet.

Sédiments minéraux de grande taille (pierres, galets) (25 à 250 mm)

Placer le Surber à contre courant sur la zone à échantillonner. Soulever les pierres et galets se trouvant à l'intérieur du cadre et bien les frotter *in situ* pour récupérer tous les organismes fixés (au besoin terminer cette opération sur la rive). Prélever également la couche sous les pierres et galets jusqu'à un maximum de 5 cm.

Blocs (> 250 mm) inclus dans une matrice d'éléments minéraux de grande taille (25 à 250 mm) :

Placer le Surber à contre courant en aval du bloc. Soulever le bloc et prélever la partie sous-bloc, bien frotter le bloc pour récupérer tous les organismes fixés dessus.

Granulats grossiers

Placer le Surber à contre courant sur la zone à échantillonner. Prendre les graviers se trouvant à l'intérieur du cadre et bien les frotter pour récupérer les organismes fixés. Prélever jusqu'à un maximum de 5 cm.

Spermaphytes émergents de strate basse (hélrophytes)

Placer le Surber à contre courant sur la base des hélrophytes. Frotter la base des hélrophytes avec la main sur une surface équivalente à l'intérieur du cadre.

Vases : sédiments fins (< 0,1 mm) avec débris organiques fins

Placer le Surber à contre courant sur la zone à échantillonner. Prélever à la main les 3 premiers centimètres du substrat ou une épaisseur permettant de prélever un volume final compris entre 0,5 et 1 litre au maximum.

S'il n'y a pas assez de courant, l'opérateur doit créer un courant d'eau pour favoriser la récolte du sédiment et des organismes présents dans le cadre délimité par le filet Surber.

Sables et limons (< 2mm)

Placer le Surber à contre courant sur la zone à échantillonner. Prélever à la main les 3 premiers centimètres du substrat ou une épaisseur permettant de prélever un volume final compris entre 0,5 et 1 litre au maximum.

S'il n'y a pas assez de courant, l'opérateur doit créer un courant d'eau pour favoriser la récolte du sédiment et des organismes présents dans le cadre délimité par le filet Surber.

Algues

Placer le Surber à contre courant sur la zone à échantillonner, échantillonner les algues avec leur support sous jacent.

Si les algues sont peu représentées, sur les pierres, considérer alors le support principal comme pierre et les algues sont à renseigner dans les cases « nature végétation » et « abondance végétation » de la fiche de terrain.

Surfaces uniformes dures naturelles et artificielles (roches, dalles, marnes et argiles compactes)

Placer le Surber à contre courant sur la zone à échantillonner. Frotter la surface du support.

III.2.3 Définition des classes de vitesses

Les classes de vitesses sont estimées à partir de la vitesse de surface exprimée en cm.s^{-1} .

Tableau III – définition des classes de vitesses.

CLASSE VITESSE (cm/s)	VITESSE	CODE SANDRE
$v < 5$	Nulle	N1
$25 > v \geq 5$	Lente	N3
$75 > v \geq 25$	Moyenne	N5
$150 > v \geq 75$	Rapide	N4

III.2.4 Définition des substrats dominants et marginaux

On entend par substrat « **dominant** » un substrat qui représente **plus de 5%** ($> 5\%$) de la surface mouillée totale de la station.

On entend par substrat « **marginal** » un substrat qui représente **au maximum 5%** ($\leq 5\%$) de la surface mouillée totale de la station. Cependant, pour être échantillonné, ce substrat doit constituer un **habitat représentatif**.

En pratique, cela signifie que la présence de ce substrat ne doit pas être exceptionnelle, ou liée à une singularité morphologique. Un habitat marginal peut être lié à la configuration du lit (zones étroites de bordures), généré par la dynamique fluviale (petits dépôts sableux ou vaseux, accumulations de débris organiques grossiers...), ou par des structures artificielles (e.g. protections de berges localisées). Mais pour être représentatif du cours d'eau, ce type d'habitat doit **se retrouver de manière régulière et répétitive** le long du secteur que la station est supposée représenter.

La taille minimale d'un substrat marginal est de 1 pour mille de la surface de la station (voir Tableau I), cette surface est estimée visuellement et peut ne pas être contiguë pour les substrats non minéraux.

III.3 Conduite de l'échantillonnage

L'échantillonnage doit être précédé d'un repérage des habitats marginaux et dominants à échantillonner, qui sont indiqués sur la 'fiche terrain' (Annexe II).

L'opérateur peut alors définir son plan d'échantillonnage (i.e. les 3 combinaisons de 4 substrats qu'il devra prélever pour constituer les 3 bocaux).

Ensuite, les prélèvements sont réalisés en trois phases (dont l'ordre reste au choix du préleveur) :

Phase 1 - échantillonnage des habitats marginaux représentatifs (bocal 1) ;

Phase 2 - échantillonnage des habitats dominants, avec priorité au substrat (bocal 2) ;

Phase 3 - échantillonnage complémentaire des habitats dominants, au prorata des superficies (bocal 3).

III.3.1 Repérage des substrats dominants et marginaux.

La première étape sur le terrain lors de chaque campagne de prélèvement, consistera à estimer la superficie mouillée de la station, puis à identifier les substrats marginaux représentatifs et les substrats dominants, et à évaluer la superficie relative de ces substrats.

a) Estimation de la superficie mouillée

La longueur totale de la station (notée L_t , en mètres) est supposée connue dès le repérage de la station (cf. II.2 alinéa 5). On calculera la largeur mouillée moyenne à partir de la mesure, avec une précision de $\pm 5\%$ (⁷), d'une dizaine de transects régulièrement espacés sur la station. Cette largeur mouillée est notée L_m (en mètres, avec une décimale).

La superficie mouillée, calculée par le produit $\{L_t * L_m\}$, est estimée en m^2 et notée S_m .

b) Identification des substrats marginaux représentatifs

La superficie maximale d'un substrat marginal représentatif (S_{marg}) est égale à 5% de la superficie mouillée totale de la station, soit $\{S_m * 0,05\}$. Cette superficie s'entend en cumulant la superficie de l'ensemble des zones où ce substrat est présent sur la station.

Les différents substrats marginaux représentatifs sont identifiés, et leur présence est notée sur la feuille d'échantillonnage par la **lettre M** dans la colonne 'Dominants / Marginaux'.

La superficie relative (en %) de ces substrats marginaux est estimée visuellement, et notée en % de la surface totale de la station sur la feuille de terrain (colonne « Superficie relative »).

Les différentes classes de vitesses dans lesquelles ces substrats sont rencontrés sont notées par des croix (X) dans les colonnes correspondantes.

c) Identification des substrats dominants

Les différents substrats dominants présents sur la station (superficie totale de chaque support > 5% de la surface mouillée) sont notés sur la feuille d'échantillonnage par la **lettre D** dans la colonne 'Dominants / Marginaux'.

La superficie relative (%) de ces substrats dominants est estimée visuellement, et notée en % de la surface totale de la station sur la feuille de terrain, colonne « Superficie relative » (la somme des superficies relatives des substrats dominants et marginaux doit être égale à 100%).

La superficie relative (%) des substrats dominants est également codée en 3 catégories (colonne « code 1, 2 ou 3 ») de la manière suivante :

- o **D3** - pour les substrats occupant plus de **50%** de la superficie totale de la station ;
- o **D2** - pour les substrats occupant plus de **25%** et au maximum **50%** de la superficie totale ;
- o **D1** - pour les substrats occupant plus de **5%** et au maximum **25%** de la superficie totale.

Les différentes classes de vitesses dans lesquelles ces substrats sont rencontrés sont notées par des croix (X) dans les colonnes correspondantes.

III.3.2 Echantillonnage des habitats marginaux.

Phase 1 – échantillonnage des habitats marginaux représentatifs

⁷ L'usage d'un télémètre laser est recommandé.

Dans cette phase, les substrats marginaux sont échantillonnés, avec **4 prélèvements unitaires**, réalisés dans l'ordre des substrats du tableau II. Ils constitueront le « bocal 1 ».

Si plus de 4 substrats marginaux ont été identifiés, seuls les 4 premiers dans l'ordre du tableau II sont échantillonnés. Chaque substrat est échantillonné dans la classe de vitesse la plus représentée pour ce substrat.

Si 3 substrats marginaux seulement ont été identifiés, le 4^{ème} prélèvement est effectué sur le substrat marginal présentant la plus grande superficie, en faisant varier, si possible, la classe de vitesse.

Si 2 substrats marginaux seulement ont été identifiés, les 2 prélèvements restants sont effectués sur ces deux substrats, en faisant varier, si possible, les classes de vitesse.

Si un seul substrat marginal a été identifié, les 4 prélèvements sont effectués sur ce même substrat, dans des placettes différentes, en faisant varier si possible les classes de vitesses.

Si aucun *substrat* n'a été identifié comme marginal, on considère comme **habitat marginal** les zones de bordure en vitesse lente ou nulle ; 4 prélèvements seront effectués dans ces habitats pour garantir une superficie totale prélevée constante.

III.3.3 Echantillonnage des habitats dominants.

Positionnement des prélèvements dans la station

Lors des deux phases suivantes, l'opérateur s'efforcera de **répartir les prélèvements sur l'ensemble de la station**, de manière à assurer une **représentation adéquate des différents faciès**. Lorsqu'un même substrat doit être prélevé plusieurs fois, les prélèvements seront dispersés sur l'ensemble des faciès où ce substrat est présent.

Afin de bien représenter la diversité des habitats lors de l'échantillonnage, lorsque différentes configurations sont possibles, on cherchera à **positionner des prélèvements dans les différentes classes de vitesses** représentées sur la station.

L'échantillonnage des substrats dominants est réalisé en 2 phases (phases 2 et 3) décrites ci-après.

A la fin des phases 2 et 3, **chaque classe de vitesse** identifiée sur les substrats dominants devra être représentée par au moins **un prélèvement**.

A la fin des phases 2 et 3, l'ensemble des substrats dominants (parmi les 8 premiers du tableau II) devrait normalement être représenté par **un minimum de** :

- **3 prélèvements** sur les substrats occupant plus de 50% de la superficie totale (codés D3) ;
- **2 prélèvements** sur les substrats occupant plus de 25% et au maximum 50% de la superficie totale (codés D2) ;
- **1 prélèvement** sur les substrats occupant plus de 5% et au maximum 25% de la superficie totale (codés D1).

Phase 2 - échantillonnage des habitats dominants, avec priorité au substrat

Au cours de cette phase, **4 prélèvements unitaires** sont réalisés sur les **4 premiers substrats dominants dans l'ordre du tableau II**. Ils constitueront le « bocal 2 ».

- Si plus de 4 substrats dominants ont été identifiés, seuls les 4 premiers dans l'ordre du tableau II sont échantillonnés. Chaque substrat est échantillonné dans la classe de vitesse la plus représentée pour ce substrat.

- Si 3 substrats dominants seulement ont été identifiés, le 4^{ème} prélèvement est effectué sur le substrat présentant la plus grande superficie, en faisant varier, si possible, la classe de vitesse par ordre de représentativité.
- Si 2 substrats dominants seulement ont été identifiés :
 - si ces deux substrats ont une superficie relative > 25% (classe D2 et D3), 2 prélèvements sont effectués sur chaque substrat, en faisant varier, si possible, les classes de vitesse par ordre de représentativité.
 - Si un des deux substrats à une superficie relative < 25% (classe D1), un seul prélèvement est effectué sur ce substrat, et les 3 autres sur le substrat présentant la plus grande superficie, en faisant varier, si possible, la classe de vitesse par ordre de représentativité.
- Si un seul substrat dominant a été identifié, les 4 prélèvements sont effectués sur ce même substrat en faisant varier, si possible, les classes de vitesse par ordre de représentativité.

Phase 3 : échantillonnage complémentaire des habitats dominants au prorata des superficies.

Au cours de cette phase, les **4 prélèvements unitaires** seront répartis de manière à compléter **l'échantillonnage des habitats dominants au prorata de leur superficie**, à partir des règles suivantes. Ils constitueront le « bocal 3 ».

- Si plus de 4 substrats dominants ont été identifiés, les substrats non échantillonnés au cours de la phase 2 seront échantillonnés **dans l'ordre décroissant de leur superficie relative**, dans la classe de vitesse la plus représentée pour chaque substrat.
- Lorsque tous les substrats dominants ont été échantillonnés au moins une fois au cours des phases 2 et 3, les prélèvements restant à effectuer sont positionnés sur les substrats déjà échantillonnés, au prorata de leur superficie relative, en faisant varier autant que possible les classes de vitesse par ordre de représentativité.

III.3.4 Renseignement de la feuille d'échantillonnage

Sur la feuille d'échantillonnage, les différentes combinaisons substrat / vitesse correspondant aux prélèvements regroupés dans les trois bocaux doivent être intégralement renseignées.

Les numéros des prélèvements (P1 à P12) seront notés au cours de l'échantillonnage dans la case correspondant à l'habitat échantillonné (« fiche terrain », annexe II : intersection du substrat et de la classe de vitesse).

Ces informations seront ensuite reportées dans le tableau correspondant de la « fiche envoi CEMAGREF » (annexe II).

III.3.5 Regroupement des prélèvements.

Pour chacune des 3 phases, les prélèvements de même nature peuvent être regroupés physiquement, sur le terrain, dans un même récipient soigneusement étiqueté avec le numéro du bocal correspondant, en respectant les règles suivantes :

- Les différents substrats minéraux d'un même bocal (blocs, pierres – galets, graviers, sables) sont regroupés.
- Pour tous les autres types de substrats, seuls les substrats de nature similaire prélevés au cours de la même phase (correspondant à un même bocal) sont regroupés.

Dans tous les cas, les différents récipients doivent être soigneusement étiquetés avec la mention du bocal auquel ils appartiennent.

III.3.6 Traitement et fixation des échantillons sur le terrain

Un premier traitement sur le terrain est recommandé pour concentrer les prélèvements, et éliminer les éléments minéraux et organiques grossiers qui peuvent endommager les organismes durant le transport.

Les éléments grossiers sont soigneusement examinés et lavés au dessus d'un tamis de maille identique à celle des appareils de prélèvement (0,5 mm).

Les organismes fragiles (e.g. Ephemeroptères, Triclades) peuvent être fixés à l'alcool et mis dans un récipient séparé, étiqueté avec le numéro du bocal.

Les gros individus d'espèces rares ou protégées, [e.g. écrevisses indigènes (*Astacus Austropotamobius*), moules (Margaritiferidae, Unionidae), Libellules (*Cordulegaster*), Perlidae, Ephemeridae], seront de préférence identifiés et comptés sur le terrain, puis remis à l'eau.

Le mode de conservation des échantillons reste au choix du laboratoire ⁽⁸⁾. Le formaldéhyde (concentration finale 4%), l'éthanol (concentration finale 70%) peuvent être employés. Pour des raisons de sécurité, le conservateur utilisé doit être indiqué sur le récipient.

IV. Traitement des échantillons au laboratoire

IV.1 Limites de détermination taxonomique

Les limites retenues tiennent compte à la fois 1) de l'information bio-écologique supplémentaire apportée par une identification au genre par rapport à la famille et 2) de la difficulté d'identification d'un taxon à un niveau systématique plus précis. Le gain d'information bio-écologique a été estimé à partir du calcul de la diversité bio-écologique des différents genres à l'intérieur d'une même famille. Cette diversité a été calculée en fonction de la distribution de ces genres au sein de groupes fonctionnels définis sur la base des caractéristiques biologiques et/ou écologiques des organismes ⁽⁹⁾. La difficulté d'identification des familles au niveau du genre a été codée après une enquête menée auprès des DIREN. Le couplage de ces deux sources d'information permet de définir une liste faunistique "finie".

La liste des niveaux taxonomiques requis est fournie dans le tableau IV.

L'ouvrage de base pour la détermination est le guide « Invertébrés d'eau douce – Systématique, biologie, écologie » ⁽¹⁰⁾. Cet ouvrage sera complété par la note additive à l'ouvrage « Introduction à l'étude des macroinvertébrés des eaux douces » ⁽¹¹⁾ pour les taxons nouveaux ou invasifs.

⁸ L'usage de la congélation demande le suivi d'un protocole très strict (température et délai de conservation avant congélation, conditions de décongélation, estimation des pertes de certains taxons) qui doit être précisé.

⁹ Usseglio-Polatera P., M. Bournaud, P. Richoux, & H. Tachet. 2000. Biological and ecological traits of benthic freshwater macroinvertebrates: relationships and definition of groups with similar traits. *Freshwater Biology* 43: 175-205.

Usseglio-Polatera P., P. Richoux, M. Bournaud, & H. Tachet. 2001. A functional classification of benthic macroinvertebrates based on biological and ecological traits: application to river condition assessment and stream management. *Archiv für Hydrobiologie Suppl.* 139: 53-83.

¹⁰ Tachet, H., P. Richoux, M. Bournaud & P. Usseglio-Polatera, 2000. Invertébrés d'eau douce. Systématique, biologie, écologie. Paris, CNRS Editions.

¹¹ Tachet H., Bournaud M. & P. Richoux. Introduction à l'étude des macroinvertébrés des eaux douces. Systématique élémentaire et aperçu écologique. Supplément de mise à jour 2006. Ce fascicule peut être commandé à l'Association Française de Limnologie (2,50 euros)

La détermination se fera au niveau requis, sauf pour les individus trop abîmés ou correspondant aux premiers stades larvaires, qui seront identifiés à la famille.

La liste finie des taxons à référencer avec leur niveau d'identification est détaillée dans l'Annexe III.

Tableau IV : Niveaux d'identification requis pour les différents groupes taxonomiques.

Taxons	Niveau systématique
Plecoptera	Genre
Ephemeroptera	Genre
Trichoptera (sauf Limnephilidae)	Genre
<i>Trichoptera Limnephilidae</i>	Sous-Famille
Coleoptera (sauf Dytiscidae, Hydrophilidae et Curculionidae)	Genre
<i>Coleoptera (Dytiscidae, Hydrophilidae)</i>	Sous-Famille
<i>Coleoptera Curculionidae</i>	Famille
Megaloptera	Genre
Heteroptera (sauf Corixinae)	Famille
<i>Heteroptera Corixinae</i>	Sous-Famille
Planipennia	Genre
Odonata (sauf Coenagrionidae)	Genre
<i>Odonata Coenagrionidae</i>	Famille
Lepidoptera	Famille
Hymenoptera	Genre
Diptera	Famille
(Hydr)acarina	PRESENCE
Crustacea (sauf Asellidae)	Genre
<i>Crustacea Asellidae</i>	Famille
Bivalvia	Genre
Gastropoda (sauf Planorbidae)	Genre
<i>Gastropoda Planorbidae</i>	Famille
Hirudinea et Branchiobdellida	Famille
Oligochaeta	Classe
Bryozoa	PRESENCE
Nematoda	PRESENCE
Gordiacea	PRESENCE
Turbellaria	Famille
Hydrozoa	PRESENCE
Porifera	PRESENCE
Nemertea	PRESENCE

IV.2 – Tri et Quantification des prélèvements.

Le **protocole de tri s'applique à chaque « bocal »** regroupant les 4 prélèvements effectués au cours de chacune des trois phases de terrain. Les prélèvements de chaque bocal peuvent être ramenés au laboratoire dans un ou plusieurs récipients selon les cas (cf. § III.3.5).

Le but est d'obtenir pour **chaque bocal une liste faunistique quantifiée**, avec des abondances par taxon, selon le niveau taxonomique requis (tableau IV).

IV.2.1 – Estimation de l'abondance

L'abondance est le nombre d'individus estimé, par taxon, pour l'ensemble des 4 prélèvements du même bocal, soit $1/5^{\text{ème}}$ de m^2 . Les taxons pour lesquels une indication de « présence » est uniquement demandée (tableau IV) ne doivent pas être dénombrés.

Le dénombrement des individus est réalisé au niveau taxonomique de la famille. La précision requise pour l'estimation de l'abondance de chaque famille est de l'ordre de $\pm 25\%$. Le dénombrement exhaustif des individus pour les taxons abondants n'est pas nécessaire ; dans ce cas, l'utilisation du sous-échantillonnage est fortement recommandée. Différentes techniques de sous-échantillonnage sont applicables, au choix de l'opérateur, en fonction du substrat à trier.

IV.2.2 – Tri et quantification

La phase de tri et quantification comporte trois opérations :

- Les prélèvements ramenés du terrain sont d'abord lavés sur une colonne de tamis ; la maille du tamis le plus fin est de 0,5 mm.
- Sur les refus de tamis, les individus sont comptés au niveau taxonomique de la famille, directement ou à l'aide d'une loupe monoculaire. Une technique de sous échantillonnage peut être appliquée à cette opération.
- Pour chaque taxon, un certain nombre d'individus doit être sorti pour identification et conservé pour un contrôle qualité ultérieur (c.f. § IV.2.3).

IV.2.3 – Identification et dénombrement

Pour tous les taxons dont l'identification est requise au niveau de la famille (ou présence attestée), au moins 10 individus (s'ils existent) sont sortis pour identification, et conservés.

Pour tous les taxons dont l'identification est requise au niveau du genre, à l'intérieur de chaque famille, l'abondance des différents genres est estimée à partir de la détermination d'un nombre limité d'individus. Ce nombre est fonction du nombre de genres existants dans cette famille. Le tableau de l'annexe III indique pour chaque famille une diversité générique « faible » (2 à 3 genres) ou « forte » (4 genres ou plus).

Pour chaque liste faunistique (= pour chaque bocal), le nombre minimum d'individus à identifier pour chaque famille est de :

- **10** individus pour les familles mono génériques ;
- **20** individus pour les familles à diversité générique « **faible** » (notées A dans l'annexe III) ;
- **40** individus pour les familles à diversité générique « **forte** » (notées B dans l'annexe III).

Lorsque différents prélèvements correspondant au **même bocal** ont été conservés séparément (dans différents récipients) lors des phases de terrain, ils sont triés et quantifiés séparément ; pour chaque famille, les individus sortis sont ensuite regroupés, et 20 ou 40 individus sont tirés au hasard pour identification (voir schéma annexe IV). Pour l'établissement de la liste faunistique du bocal, les abondances de chaque taxon estimées dans les différents prélèvements sont simplement additionnées.

IV.3 – Limitation du temps de tri et quantification

En pratique, la relation entre le temps passé au tri et le nombre de familles identifiées tend vers une asymptote, les premiers quarts d'heure apportant le maximum d'information. Pour les substrats minéraux, une demi-heure de tri pour un prélèvement unitaire permet d'apporter une grande part de l'information (de l'ordre de 80% de la richesse taxonomique) ; pour les autres types de substrats, cette durée est de l'ordre de une heure ⁽¹²⁾. Ces temps correspondent au travail d'opérateurs expérimentés.

Afin d'optimiser le rapport coût / information des échantillons, cette phase de tri et quantification sera donc réalisée dans un laps de temps limité en fonction de la nature du substrat.

Les temps de tri indiqués doivent permettre d'extraire **au minimum 80% des taxons présents** dans chaque bocal ou prélèvement.

¹² Sur la base de résultats de tests réalisés en collaboration avec les DIREN Basse Normandie, Haute Normandie, Ile de France, Midi Pyrénées, Lorraine, Nord Pas de Calais, PACA, Rhône-Alpes, et le CEMAGREF Lyon.

Le tableau V indique les **temps minimum et maximum requis pour le tri et la quantification de chaque « bocal »** en fonction de la nature des substrats prélevés. Ces temps s'appliquent à un **opérateur expérimenté**, et devront être majorés pour des stagiaires ou des débutants.

Tableau V : Durées minimales et maximales requises pour la phase de tri, par bocal, en fonction de la nature des substrats prélevés, pour un opérateur expérimenté (hors temps de lavage).

<i>Nombre de prélèvements</i>	<i>Substrats minéraux</i>	<i>4</i>	<i>3</i>	<i>2</i>	<i>1</i>	<i>0</i>
	<i>Autres substrats</i>	<i>0</i>	<i>1</i>	<i>2</i>	<i>3</i>	<i>4</i>
Durée de tri en heures	minimum	1	1,5	2	2,5	3
	maximum	2	2,5	3	3,5	4

En fonction de la nature des prélèvements, le temps minimum de tri requis pour une station, pour un opérateur expérimenté, ne peut être inférieur à 3 heures (uniquement si les 12 prélèvements sont constitués par des substrats minéraux), et le temps maximum ne devrait pas être supérieur à 12 heures.

Le tableau VI indique les **temps minimum et maximum indicatifs pour le tri et la quantification d'un seul prélèvement unitaire pour un type de substrat donné**. Ces temps s'appliquent à un **opérateur expérimenté**, et devront être majorés pour des stagiaires ou débutants.

La durée minimale du temps de tri par substrat correspond à la valeur moyenne permettant d'obtenir 80% de la richesse taxonomique du prélèvement considéré, obtenue à partir des données de temps de tri fournies par les DIREN. La durée maximale correspond à la moyenne plus l'écart type.

Tableau VI : Durées minimales et maximales indicatives pour la phase de tri pour un seul prélèvement, en fonction de la nature du substrat prélevé, pour un opérateur expérimenté (hors temps de lavage).

Nature du substrat	Durée de tri minimum	Durée de tri maximum
Bryophytes	50 minutes	1h20
Spermaphytes immergés (hydrophytes)	40 minutes	1h05
Débris organiques grossiers (litières)	45 minutes	1h05
Chevelus racinaires, supports ligneux	50 minutes	1h05
Sédiments minéraux de grande taille (pierres, galets) (25 à 250 mm)	25 minutes	45 minutes
Blocs (> 250 mm) inclus dans une matrice d'éléments minéraux de grande taille (25 à 250 mm)	50 minutes	1h30
Granulats grossiers (graviers) (2 à 25 mm).	40 minutes	50 minutes
Spermaphytes émergents de strate basse (hélrophytes)	15 minutes	20 minutes
Vases : sédiments fins (< 0,1 mm) avec débris organiques fins	40 minutes	1h00
Sables et limons (< 2mm)	25 minutes	35 minutes
Algues	50 minutes	1h25
Surfaces uniformes dures naturelles et artificielles (roches, dalles, marnes et argiles compactes)	Non renseigné	Non renseigné

Remarque : les temps de tri par bocal sont inférieurs à la somme des temps de tris des prélèvements séparés. Il est donc normal que la somme des temps (minimum et maximum) nécessaires pour le tri séparé de 12 prélèvements soit supérieure, par station, aux temps (minimum et maximum) requis dans le tableau V.

Il est impératif de noter le temps passé à trier l'échantillon.

o o o o o

Annexe I

Aide au choix et au positionnement des stations de prélèvement

Principes de base

Le principe de base pour le positionnement des stations est que celles-ci soient représentatives de la diversité des habitats attendue, en conditions naturelles, à l'échelle d'un tronçon. Les habitats – définis dans ce protocole comme la combinaison des substrats et vitesses d'écoulement - sont générés par des processus géomorphologiques. C'est donc sur la base des caractéristiques morphologiques qu'il convient de repérer les stations. On trouvera dans l'ouvrage « Impacts écologiques de la chenalisation des rivières » (i) une explication détaillée des principes qui justifient les règles de choix des stations. Nous résumons ci-après les principaux éléments.

A l'échelle d'un tronçon de cours d'eau, dont la station se doit d'être représentative, la diversité des habitats est déterminée par la succession des « faciès » morpho-dynamiques, qui s'organisent en « séquences ». La séquence universellement observée sur les cours d'eau est la succession de faciès à écoulement rapide ou « radiers » et à écoulement lent ou « mouilles » ; entre ces deux faciès s'intercale très souvent un faciès de type « plat », à écoulement uniforme et de faible profondeur.

Les faciès sont générés par les épisodes de crues, lorsque l'énergie de l'eau est suffisante pour mobiliser le substrat. Or, cette énergie est maximale pour les débits dits « de plein bord », c'est à dire juste avant que la rivière ne déborde ; en effet, lors des débordements, l'énergie excédentaire qui se dissipe dans le lit majeur ne participe plus à la structuration du lit mineur. Le débit de plein bord (ou Qpb), qui correspond en moyenne à des crues de fréquence biennale (période de retour 1,5 à 2 ans, avec des variations locales dans la gamme de 0,5 à 5 ans) est pour cette raison considéré comme le débit « morphogène », celui qui structure les faciès du lit mineur. Le débit de plein bord est évidemment fortement corrélé à la largeur à plein bord (notée Lpb dans le protocole, ou W dans la littérature anglophone).

En conditions naturelles, les séquences de faciès se succèdent avec une périodicité remarquablement stable. En moyenne, la longueur d'une séquence est de 6 fois la largeur plein bord ($6 \cdot Lpb$). Cette structure est illustrée dans la figure 1, pour des cours d'eaux correspondant à des contextes géomorphologiques différents : roche-mère dure (montagne) ou plaine alluviale.

Certaines séquences pouvant être « atypiques », on considère qu'un minimum de 2 séquences « radier – mouille » est nécessaire pour assurer un minimum de représentativité des habitats ⁽¹³⁾. Comme indiqué dans le protocole (cf. § II.1), et pour des raisons pratiques, cette valeur pourra être adaptée en fonction de la largeur du cours d'eau, de 3 séquences pour les très petits cours d'eaux généralement plus hétérogènes, à une seule séquence pour les grands et très grands cours d'eau.

¹³ En réalité, si l'on recherchait une description précise des conditions hydro-morphologiques d'un tronçon, une description de 5 séquences serait nécessaire pour obtenir des mesures statistiquement fiables.

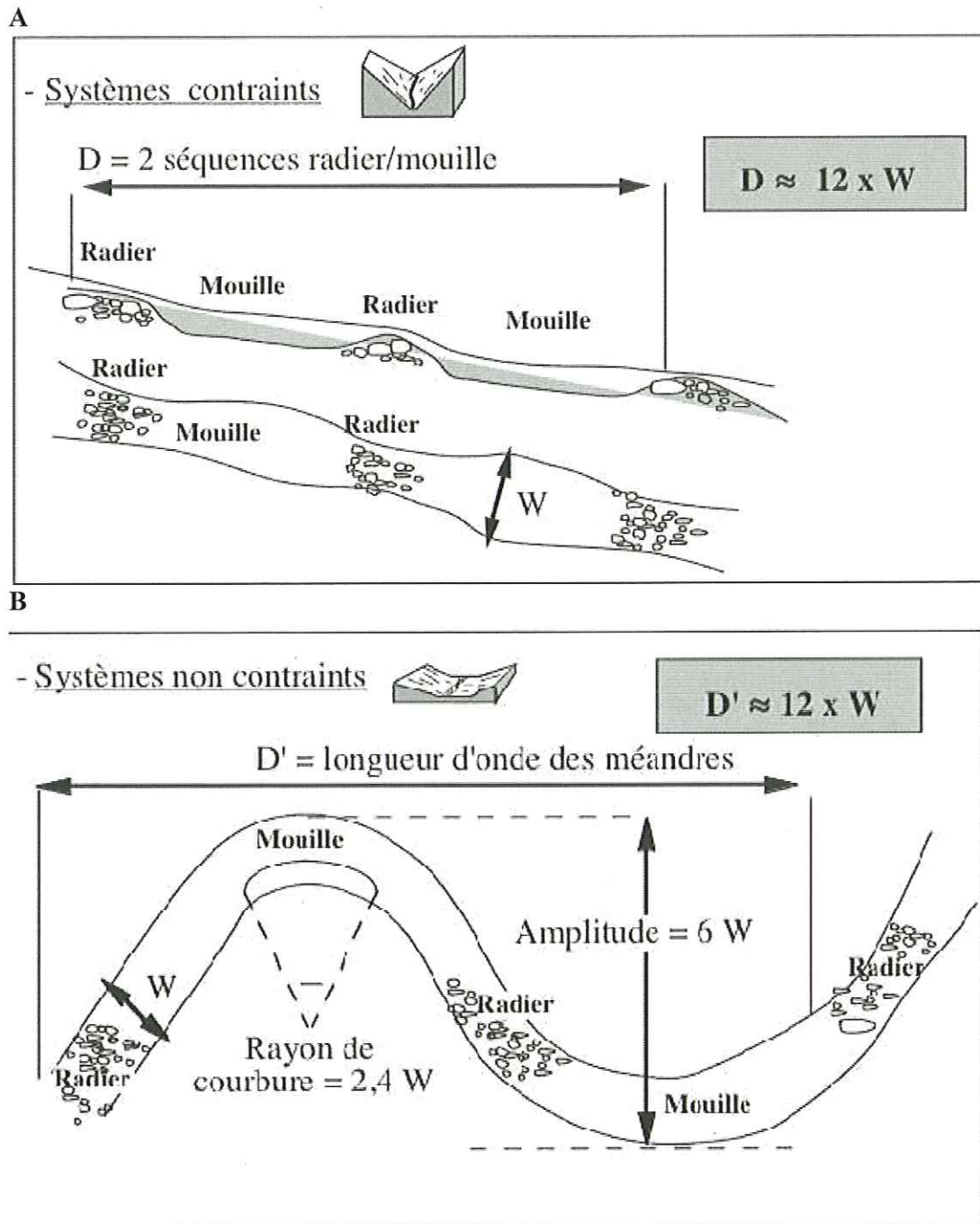


Figure 1 – Illustration de la relation moyenne entre la périodicité des séquences de faciès et la largeur à plein bord (L_{pb} notée ici W), pour des cours d’eaux évoluant A) dans des lits contraints par la roche mère, et B) dans des vallées alluviales à substrat meuble.

Repérage de la largeur plein bord

Définir le débit de plein bord demande une évaluation précise de la hauteur limite de débordement, mais la largeur à plein bord est relativement aisée à évaluer ; rappelons ici que l’incertitude acceptable de cette mesure pour le positionnement des stations est de l’ordre de 10% (soit $\pm 5\%$).

La largeur plein bord est celle du lit appelé généralement « lit moyen », qui est rempli et remanié lors des crues de fréquence annuelle à biennale (1 à 2 ans). Pour cette raison, une végétation pérenne ne peut généralement pas s'y implanter. Le critère le plus simple pour repérer la largeur plein bord est donc la « zone non végétalisée » par une végétation pérenne (arbres et arbustes, plantes herbacées en formation dense), à l'exclusion des plantes annuelles qui peuvent se développer en une saison sur les bancs de graviers.

En sus de ce critère simple, la forme des berges donne des repères complémentaires. Pour les berges redressées ou verticales, un repère à mi hauteur est généralement suffisant. Pour les berges en pente douce, la limite du substrat mobile (graviers, sable, limons) récemment déposé fournit généralement un repère visible.

Dans certains cas particuliers, des critères supplémentaires doivent être utilisés.

- Rivières à chenaux multiples : la largeur des bancs colonisés par une végétation pérenne assez ancienne (arbustes en formation dense, prairies installées) doit être soustraite de la largeur mesurée entre les berges situées en limite du lit majeur.
- Rivières en tresses : les rivières à fort charriage, dans les zones de piedmont ou en région Méditerranéenne, présentent des lits actifs très larges, dits « en tresses ». Ces lits sont fréquemment remaniés, et donc non végétalisés, parce que la rivière divague entre ses berges en déposant l'excès de charge minérale grossière provenant de bassins amonts pentus et érodables. Mais ils ne se remplissent pas entièrement d'eau pour les crues fréquentes. La largeur plein bord à prendre en compte dans ce cas est celle d'un chenal de crue bien marqué, dans les secteurs où l'écoulement se concentre (rétrécissement de vallée, pont...). Cette largeur sera généralement très inférieure à celle du lit actif, mais correspond à celle du débit qui structure les principaux faciès. Si aucune structure de ce type n'est visible, on se calera sur les séquences de faciès les plus marquées du lit mineur pour délimiter la station ; la largeur plein bord sera alors estimée à $1/6^{\text{ème}}$ de la longueur moyenne d'une séquence.
- Rivières chenalisées : le but de la chenalisation étant de réduire les inondations, le débit de plein bord réel ne correspond plus au débit morphogène naturel, celui des crues fréquentes. Il faut donc estimer la largeur plein bord correspondant à une morphologie naturelle. Ces rivières peuvent avoir un lit surdimensionné, et dans ce cas des atterrissements végétalisés se forment au pied des berges, témoignant du fait que la rivière se recrée un lit moyen correspondant à son débit morphogène. La largeur plein bord est alors facile à déterminer d'après la limite végétation pérenne (souvent uniquement herbacée du fait de l'entretien). Dans le cas inverse des lits fortement contraints, les berges redressées et les laisses de crues fréquentes permettent généralement une bonne approximation d'une largeur plein bord naturelle. Enfin, dans les rivières chenalisées, il arrive fréquemment que les faciès ne soient plus visibles. Dans ce cas, on prendra une longueur de station calée sur la largeur plein bord estimée (6, 12 ou 18 Lpb selon la taille - cf. protocole § II.1), en se calant sur une structure repérable.

Valeurs moyennes de la largeur plein bord selon la taille du cours d'eau

Le tableau ci-dessous indique la gamme des largeurs plein bord attendue dans les différentes classes de taille de cours d'eau définies dans la typologie nationale. La fourchette correspondante des longueurs des stations, fonction du nombre de séquences de faciès à inclure, est donnée à titre de valeur repère.

Tableau 1 – Ordre de grandeur des largeurs plein bord et longueurs de station selon les classes de taille de la typologie nationale.

Classe de Taille	Très petit	Petit	Moyen	Grand	Très Grand
Largeur (Lpb, m)	< 8	8 –15	15 – 25	25 - 40	40 et +
Nombre de séquences	3	2	2	2 (minimum : 1)	1
Longueur (m)	30 à 140	100 à 180	180 à 300	300 à 480 (minimum : 150 à 240)	> 250 m

Définition des faciès

Pour le repérage des stations et le positionnement ultérieur des prélèvements, il est nécessaire de repérer les limites longitudinales des principaux types de faciès, « mouille », « plat » et « radiers ». Une note technique « Description standardisée des faciès d'écoulement observables en rivière » (ii) donne des indications détaillées pour identifier ces faciès.

La clé de détermination ci-dessous (figure 2), extraite de cette note, a été modifiée pour la rendre applicable à une plus large gamme de classes de taille et de situations hydrologiques. Les six faciès majeurs sont séparés des faciès secondaires (en grisé), plus anecdotiques. De surcroît, les paramètres « profondeur » et « vitesses » sont décrits en valeur relative par rapport aux caractéristiques moyennes de la station. En première approximation, la limite entre les vitesses « faibles » et « fortes » pourra être fixée à 25 – 30 cm/s ; la différence entre les zones profondes et peu profonde est à évaluer en fonction de la profondeur moyenne, fonction de la taille du cours d'eau.

Des informations complémentaires sur la caractérisation des faciès pourront être trouvées dans le document « Typologie des faciès d'écoulement » (iii).

Documents de référence

(i) Wasson, J.G., Malavoi, J.R., Maridet, L., Souchon, Y., & Paulin, L. (1998). *Impacts écologiques de la chenalisation des rivières*. Cemagref éditions, coll. Etudes, série Gestion des Milieux Aquatiques n°14, 158 p. Document téléchargeable sur le site : http://www.lyon.cemagref.fr/bea/lhq/dossiers_pdf/chenalisation.PDF

(ii) Malavoi J.R. & Souchon Y., 2002. Description standardisée des principaux faciès d'écoulement observables en rivière : clé de détermination qualitative et mesures physiques. *Bull. Fr. Pêche Piscic.*, **365/366** : 357-372. Document téléchargeable sur le site : http://www.lyon.cemagref.fr/bea/lhq/dossiers_pdf/facies2002.pdf

(iii) Malavoi, J.R. (1989). Typologie des faciès d'écoulement ou unités morphodynamiques des cours d'eau à haute énergie. *Bull. Fr. Pêche Piscic.*, **315**: 189-210. Document téléchargeable sur le site : http://www.lyon.cemagref.fr/bea/lhq/dossiers_pdf/typo_facies.pdf

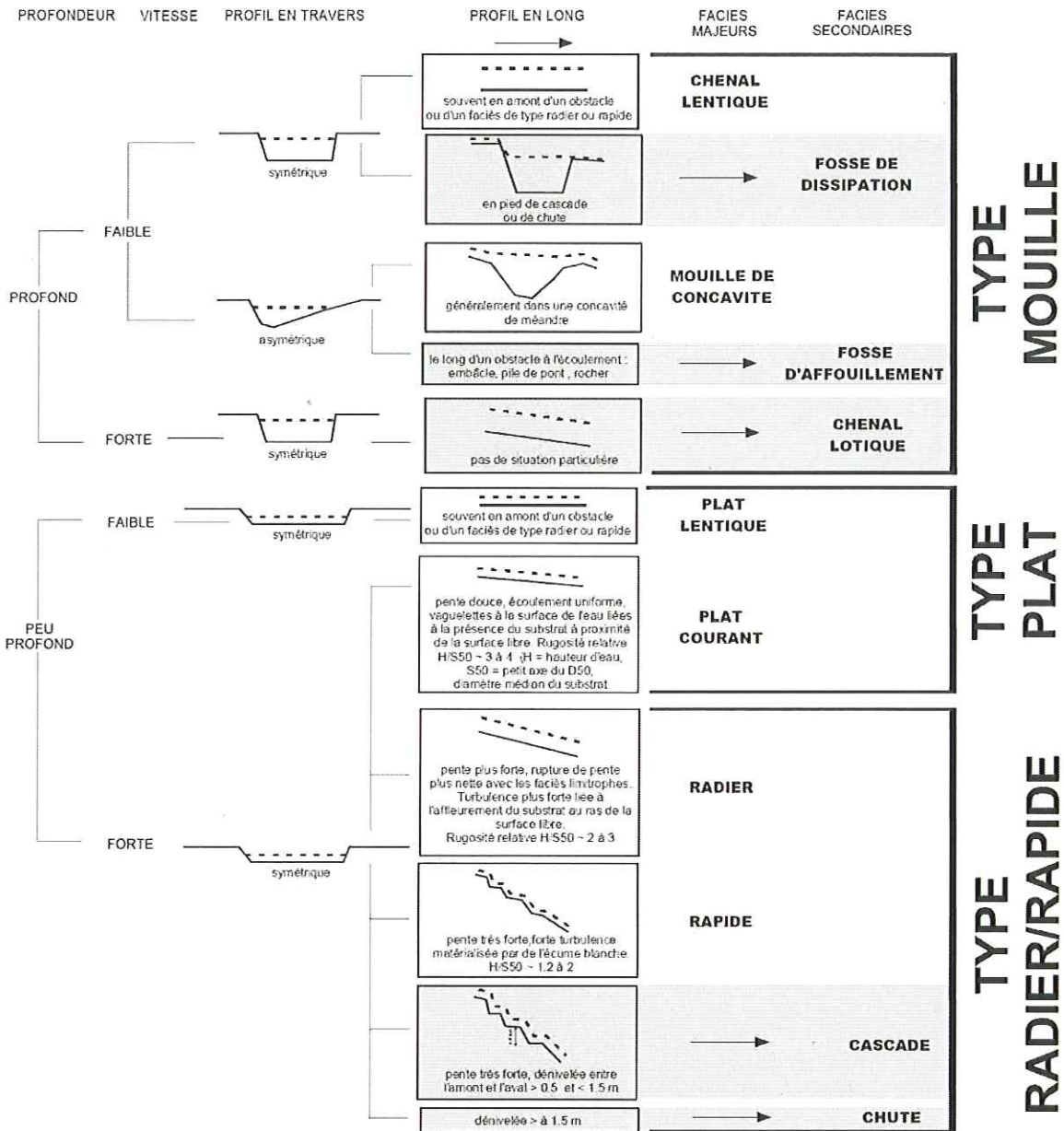


Figure 2 – Clé d'identification des principaux faciès d'écoulement. Modifié d'après Malavoi & Souchon, 2002. Les variables « profondeur » et « vitesses » sont qualifiées par rapport aux caractéristiques moyennes de la station.

Annexe II

Constituée par le fichier Excel « Protocole Invert RCS final_annexe2.xls »
comprenant deux fiches :

- Fiche terrain à imprimer (aide au recueil d'information sur le terrain)
- Fiche envoi CEMAGREF (**utilisation obligatoire** pour la transmission des données)

Annexe III

Liste finie des taxons

Groupes	Famille	Niveau systématique à renseigner	Diversité A= faible B= forte
PLECOPTERA	Capniidae	Capniidae	A
		<i>Capnia</i>	
		<i>Capnioneura</i>	
		<i>Capnopsis</i>	
PLECOPTERA	Chloroperlidae	Chloroperlidae	A
		<i>Siphonoperla</i>	
		<i>Chloroperla</i>	
		<i>Xanthoperla</i>	
PLECOPTERA	Leuctridae	Leuctridae	A
		<i>Euleuctra</i>	
		<i>Leuctra</i>	
		<i>Pachyleuctra</i>	
PLECOPTERA	Nemouridae	Nemouridae	B
		<i>Amphinemura</i>	
		<i>Protonemura</i>	
		<i>Nemura</i>	
PLECOPTERA	Perlidae	Perlidae	B
		<i>Perla</i>	
		<i>Marthamea</i>	
		<i>Dinocras</i>	
PLECOPTERA	Perlodidae	Perlodidae	B
		<i>Perlodes</i>	
		<i>Diura</i>	
		<i>Isoperla</i>	
		<i>Arcynopteryx</i>	
		<i>Besdolus</i>	
		<i>Isogenus</i>	
PLECOPTERA	Taeniopterygidae	Taeniopterygidae	A
		<i>Taeniopteryx</i>	
		<i>Brachyptera</i>	
		<i>Rhabdiopteryx</i>	
TRICHOPTERA	Beraeidae	Beraeidae	B
		<i>Beraea</i>	
		<i>Beraeamyia</i>	
		<i>Ernodes</i>	
		<i>Beraeodina</i>	
		<i>Beraeodes</i>	
TRICHOPTERA	Brachycentridae	Brachycentridae	A
		<i>Oligoplectrum</i>	
		<i>Brachycentrus</i>	
		<i>Micrasema</i>	
TRICHOPTERA	Calamoceratidae	<i>Calamoceras</i>	
TRICHOPTERA	Ecnomidae	Ecnomidae	A
		<i>Ecnomus</i>	
		<i>Pseudoneureclipsis</i>	

TRICHOPTERA	Glossosomatidae	Glossosomatidae	A
		<i>Agapetus</i>	
		<i>Glossosoma</i>	
		<i>Synagapetus</i>	
		<i>Catagapetus</i>	
TRICHOPTERA	Goeridae	Goeridae	B
		<i>Goera</i>	
		<i>Silo</i>	
		<i>Lithax</i>	
		<i>Silonella</i>	
TRICHOPTERA	Helicopsychidae	<i>Helicopsyche</i>	
TRICHOPTERA	Hydropsychidae	Hydropsychidae	A
		<i>Diplectrona</i>	
		<i>Cheumatopsyche</i>	
		<i>Hydropsyche</i>	
TRICHOPTERA	Hydroptilidae	Hydroptilidae	B
		<i>Hydroptila</i>	
		<i>Agraylea</i>	
		<i>Allotrichia</i>	
		<i>Stactobiella</i>	
		<i>Orthotrichia</i>	
		<i>Stactobia</i>	
		<i>Oxyethira</i>	
		<i>Ptilocolepus</i>	
		<i>Tricholeiochiton</i>	
		<i>Ithytrichia</i>	
TRICHOPTERA	Lepidostomatidae	Lepidostomatidae	A
		<i>Lepidostoma</i>	
		<i>Lasiocephala</i>	
		<i>Crunoecia</i>	
TRICHOPTERA	Leptoceridae	Leptoceridae	B
		<i>Athripsodes</i>	
		<i>Ceraclea</i>	
		<i>Leptocerus</i>	
		<i>Mystacides</i>	
		<i>Oecetis</i>	
		<i>Setodes</i>	
		<i>Triaenodes</i>	
		<i>Ylodes</i>	
		<i>Adicella</i>	
		<i>Erotesis</i>	
TRICHOPTERA	Limnephilidae	Limnephilidae	B
		Apataniinae	
		Drusinae	
		Dicosmoecinae	
		Limnephilinae	
TRICHOPTERA	Molannidae	Molannidae	A
		<i>Molanna</i>	
		<i>Molannodes</i>	
TRICHOPTERA	Odontoceridae	<i>Odontocerus</i>	
TRICHOPTERA	Philopotamidae	Philopotamidae	A
		<i>Chimarra</i>	
		<i>Philopotamus</i>	
		<i>Wormaldia</i>	
TRICHOPTERA	Phryganeidae	Phryganeidae	B
		<i>Trichostegia</i>	

		<i>Hagenella</i>	
		<i>Oligostomis</i>	
		<i>Oligostrichia</i>	
		<i>Agrypnia</i>	
		<i>Phryganea</i>	
TRICHOPTERA	Polycentropodidae	Polycentropodidae	B
		<i>Neureclipsis</i>	
		<i>Plectrocnemia</i>	
		<i>Polycentropus</i>	
		<i>Cyrnus</i>	
		<i>Holocentropus</i>	
TRICHOPTERA	Psychomyiidae	Psychomyiidae	B
		<i>Psychomyia</i>	
		<i>Metalype</i>	
		<i>Paduniella</i>	
		<i>Lype</i>	
		<i>Tinodes</i>	
TRICHOPTERA	Rhyacophilidae	<i>Rhyacophila</i>	
TRICHOPTERA	Sericostomatidae	Sericostomatidae	B
		<i>Notidobia</i>	
		<i>Oecismus</i>	
		<i>Sericostoma</i>	
TRICHOPTERA	Thremmatidae	<i>Thremma</i>	
EPHEMEROPTERA	Ameletidae	Ameletidae	A
		<i>Ameletus</i>	
		<i>Metreletus</i>	
EPHEMEROPTERA	Baetidae	Baetidae	B
		<i>Baetis</i>	
		<i>Acentrella</i>	
		<i>Raptobaetopus</i>	
		<i>Procloeon</i>	
		<i>Centroptilum</i>	
		<i>Cloeon</i>	
		<i>Pseudocentroptilum</i>	
EPHEMEROPTERA	Caenidae	Caenidae	A
		<i>Caenis</i>	
		<i>Brachycercus</i>	
EPHEMEROPTERA	Ephemerellidae	Ephemerellidae	A
		<i>Ephemerella</i>	
		<i>Torleya</i>	
EPHEMEROPTERA	Ephemeridae	<i>Ephemera</i>	
EPHEMEROPTERA	Heptageniidae	Heptageniidae	B
		<i>Heptagenia</i>	
		<i>Electrogena</i>	
		<i>Ecdyonurus</i>	
		<i>Epeorus</i>	
		<i>Rhithrogena</i>	
EPHEMEROPTERA	Isonychiidae	<i>Isonychia</i>	
EPHEMEROPTERA	Leptophlebiidae	Leptophlebiidae	B
		<i>Leptophlebia</i>	
		<i>Habroleptoides</i>	
		<i>Paraleptophlebia</i>	
		<i>Habrophlebia</i>	
		<i>Choroterpes</i>	
		<i>Thraulius</i>	
EPHEMEROPTERA	Neoephemeridae	<i>Neoephemera</i>	

EPHEMEROPTERA	Oligoneuriidae	<i>Oligoneuriella</i>	
EPHEMEROPTERA	Polymitarcyidae	<i>Ephoron</i>	
EPHEMEROPTERA	Potamanthidae	<i>Potamanthus</i>	
EPHEMEROPTERA	Prosopistomatidae	<i>Prosopistoma</i>	
EPHEMEROPTERA	Siphonuridae	<i>Siphonurus</i>	
HETEROPTERA	Aphelocheiridae	Aphelocheiridae	
HETEROPTERA	Corixidae	Corixidae	A
		Micronectinae	
		Cymatiinae	
		Corixinae	
HETEROPTERA	Gerridae	Gerridae	
HETEROPTERA	Hydrometridae	Hydrometridae	
HETEROPTERA	Mesoveliidae	Mesoveliidae	
HETEROPTERA	Naucoridae	Naucoridae	
HETEROPTERA	Nepidae	Nepidae	
HETEROPTERA	Notonectidae	Notonectidae	
HETEROPTERA	Pleidae	Pleidae	
HETEROPTERA	Veliidae	Veliidae	
COLEOPTERA	Chrysomelidae	Chrysomelidae	A
		<i>Macrolepa</i>	
		<i>Donacia</i>	
		<i>Plateumaris</i>	
COLEOPTERA	Curculionidae	Curculionidae	
COLEOPTERA	Dryopidae	Dryopidae	A
		<i>Pomatinus</i>	
		<i>Dryops</i>	
COLEOPTERA	Dytiscidae	Dytiscidae	B
		Hydroporinae	
		Laccophilinae	
		Copelatinae	
		Colymbetinae	
		Dytiscinae	
COLEOPTERA	Elmidae	Elmidae	B
		<i>Potamophilus</i>	
		<i>Stenelmis</i>	
		<i>Elmis</i>	
		<i>Esolus</i>	
		<i>Limnius</i>	
		<i>Normandia</i>	
		<i>Riolus</i>	
		<i>Dupophilus</i>	
		<i>Oulimnius</i>	
		<i>Macronychus</i>	
COLEOPTERA	Eubriidae	<i>Eubria</i>	
COLEOPTERA	Gyrinidae	Gyrinidae	A
		<i>Aulonogyrus</i>	
		<i>Gyrinus</i>	
		<i>Orectochilus</i>	
COLEOPTERA	Haliplidae	Haliplidae	A
		<i>Haliplus</i>	
		<i>Peltodytes</i>	
		<i>Brychius</i>	
COLEOPTERA	Helodidae	Helodidae	B
		<i>Elodes</i>	
		<i>Hydrocyphon</i>	
		<i>Cyphon</i>	
		<i>Microcara</i>	
		<i>Scirtes</i>	

COLEOPTERA	Helophoridae	<i>Helophorus</i>	
COLEOPTERA	Hydraenidae	Hydraenidae	B
		<i>Limnebius</i>	
		<i>Hydraena</i>	
		<i>Ochthebius</i>	
COLEOPTERA	Hydrochidae	<i>Hydrochus</i>	
COLEOPTERA	Hydrophilidae	Hydrophilidae	A
		Hydrophilinae	
		Sphaeridiinae	
COLEOPTERA	Hydroscaphidae	<i>Hydroscapha</i>	
COLEOPTERA	Hygrobiiidae	<i>Hygrobia</i>	
COLEOPTERA	Noteridae	<i>Noterus</i>	
COLEOPTERA	Spercheidae	<i>Spercheus</i>	
DIPTERA	Athericidae	Athericidae	
DIPTERA	Blephariceridae	Blephariceridae	
DIPTERA	Ceratopogonidae	Ceratopogonidae	
DIPTERA	Chaoboridae	Chaoboridae	
DIPTERA	Chironomidae	Chironomidae	
DIPTERA	Culicidae	Culicidae	
DIPTERA	Cylindrotomidae	Cylindrotomidae	
DIPTERA	Dixidae	Dixidae	
DIPTERA	Dolichopodidae	Dolichopodidae	
DIPTERA	Empididae	Empididae	
DIPTERA	Ephydriidae	Ephydriidae	
DIPTERA	Limoniidae	Limoniidae	
DIPTERA	Muscidae	Muscidae	
DIPTERA	Psychodidae	Psychodidae	
DIPTERA	Ptychopteridae	Ptychopteridae	
DIPTERA	Rhagionidae	Rhagionidae	
DIPTERA	Sciomyzidae	Sciomyzidae	
DIPTERA	Simuliidae	Simuliidae	
DIPTERA	Stratiomyidae	Stratiomyidae	
DIPTERA	Syrphidae	Syrphidae	
DIPTERA	Tabanidae	Tabanidae	
DIPTERA	Thaumaleidae	Thaumaleidae	
DIPTERA	Tipulidae	Tipulidae	
ODONATA	Aeshnidae	Aeshnidae	B
		<i>Boyeria</i>	
		<i>Brachytron</i>	
		<i>Hemianax</i>	
		<i>Anax</i>	
		<i>Aeshna</i>	
		<i>Anaciaeschna</i>	
ODONATA	Calopterygidae	<i>Calopteryx</i>	
ODONATA	Coenagrionidae	Coenagrionidae	
ODONATA	Cordulegasteridae	<i>Cordulegaster</i>	
ODONATA	Corduliidae	Corduliidae	B
		<i>Epithea</i>	
		<i>Somatochlora</i>	
		<i>Oxygastra</i>	
		<i>Cordulia</i>	
ODONATA	Gomphidae	Gomphidae	B
		<i>Gomphus</i>	
		<i>Paragomphus</i>	
		<i>Ophiogomphus</i>	
		<i>Onychogomphus</i>	
ODONATA	Lestidae	Lestidae	B
		<i>Lestes</i>	

		<i>Sympecma</i>	
		<i>Chalocolestes</i>	
ODONATA	Libellulidae	Libellulidae	B
		<i>Libellula</i>	
		<i>Orthetrum</i>	
		<i>Brachythemis</i>	
		<i>Sympetrum</i>	
		<i>Leucorrhinia</i>	
		<i>Diplacodes</i>	
		<i>Crocothemis</i>	
ODONATA	Macromiidae	<i>Macromia</i>	
ODONATA	Platycnemididae	<i>Platycnemis</i>	
MEGALOPTERA	Sialidae	<i>Sialis</i>	
PLANNIPENNES	Neurorthidae	<i>Neurorthus</i>	
PLANNIPENNES	Osmylidae	<i>Osmylus</i>	
PLANNIPENNES	Sisyridae	<i>Sisyra</i>	
HYMENOPTERA	Agriotypidae	<i>Agriotypus</i>	
LEPIDOPTERA	Pyalidae	Pyalidae	
CRUSTACEA	Asellidae	Asellidae	
CRUSTACEA	Astacidae	Astacidae	A
		<i>Astacus</i>	
		<i>Austropotamobius</i>	
		<i>Pacifastacus</i>	
CRUSTACEA	Atyidae	<i>Atyaephyra</i>	
CRUSTACEA	Cambaridae	Cambaridae	A
		<i>Procambarus</i>	
		<i>Orconectes</i>	
CRUSTACEA	Corophiidae	<i>Corophium</i>	
CRUSTACEA	Crangonyctidae	<i>Crangonyx</i>	
CRUSTACEA	Gammaridae	Gammaridae	A
		<i>Gammarus</i>	
		<i>Echinogammarus</i>	
		<i>Dikerogammarus</i>	
CRUSTACEA	Grapsidae	<i>Eriocheir</i>	
CRUSTACEA	Niphargidae	<i>Niphargus</i>	
CRUSTACEA	Potamonidae	<i>Potamon</i>	
BIVALVIA	Corbiculidae	<i>Corbicula</i>	
BIVALVIA	Dreissenidae	Dreissenidae	A
		<i>Dreissena</i>	
		<i>Congeria</i>	
BIVALVIA	Margaritiferidae	<i>Margaritifera</i>	
BIVALVIA	Sphaeriidae	Sphaeriidae	A
		<i>Sphaerium</i>	
		<i>Pisidium</i>	
BIVALVIA	Unionidae	Unionidae	B
		<i>Potomida</i>	
		<i>Unio</i>	
		<i>Anodonta</i>	
		<i>Pseudanodonta</i>	
GASTROPODA	Acroloxidae	<i>Acroloxus</i>	
GASTROPODA	Ancylidae	<i>Ancylus</i>	
GASTROPODA	Bithyniidae	<i>Bithynia</i>	
GASTROPODA	Ferrissiidae	<i>Ferrissia</i>	
GASTROPODA	Hydrobiidae	Hydrobiidae	B
		<i>Potamopyrgus</i>	
		<i>Lithoglyphus</i>	
		<i>Bythinella</i>	
		<i>Bythiospeum</i>	

		<i>Belgrandia</i>	
GASTROPODA	Lymnaeidae	Lymnaeidae	B
		<i>Myxas</i>	
		<i>Lymnaea</i>	
		<i>Galba</i>	
		<i>Radix</i>	
		<i>Stagnicola</i>	
GASTROPODA	Neritidae	<i>Theodoxus</i>	
GASTROPODA	Physidae	Physidae	A
		<i>Physa</i>	
		<i>Aplexa</i>	
GASTROPODA	Planorbidae	Planorbidae	
GASTROPODA	Valvatidae	<i>Valvata</i>	
GASTROPODA	Viviparidae	<i>Viviparus</i>	
BRANCHIOBDELLIDA	Branchiobdellidae	Branchiobdellidae	
HIRUDINEA	Erpobdellidae	Erpobdellidae	
HIRUDINEA	Glossiphoniidae	Glossiphoniidae	
HIRUDINEA	Hirudidae	Hirudidae	
HIRUDINEA	Piscicolidae	Piscicolidae	
TURBELLARIA	Dendrocoelidae	Dendrocoelidae	
TURBELLARIA	Dugesiidae	Dugesiidae	
TURBELLARIA	Planariidae	Planariidae	
OLIGOCHAETA		Oligochaeta	Présence
NEMATODA		Nematoda	Présence
GORDIACEA		Gordiaceae	Présence
HYDRACARINA		Hydracarina	Présence
HYDROZOA		Hydrozoa	Présence
PORIFERA		Porifera	Présence
BRYOZOA		Bryozoa	Présence
NEMERTEA		Prostoma	Présence

Annexe IV

Annexe IV - Quantification et Identification

Au final par bocal pour identification sortir :

10 individus pour les taxons à identifier à la famille + familles monogénériques

20 individus pour les taxons à identifier au genre pour une famille peu diversifiée

40 individus pour les taxons à identifier au genre pour une famille très diversifiée

