

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Protocole de prélèvement et de traitement des
échantillons des invertébrés pour la mise en œuvre
du programme de surveillance sur cours d'eau



Circulaire DCE 2007/22
11 avril 2007

TABLE DES MATIERES

1	EVOLUTION DE LA METHODE	3
2	PRINCIPES DE LA METHODE – PHASE TERRAIN	5
2.1	Choix de la station.....	5
2.2	Positionnement des stations.....	6
2.3	Identification de la station et dates de prélèvements	7
2.4	Protocole de prélèvement sur le terrain	8
2.4.1	Protocole de prélèvement détaillé pour chaque type de substrat	8
2.4.2	Définition des classes de vitesses.....	10
2.5	Définition des substrats dominants et marginaux.....	11
2.5.1	Conduite de l'échantillonnage	11
2.5.2	Echantillonnage.....	12
2.6	Feuille d'échantillonnage	15
2.7	Regroupement des prélèvements.....	16
2.8	Traitement et fixation des échantillons sur le terrain	16
3	TRI ET QUANTIFICATION DES PRELEVEMENTS.....	17
3.1	Identification et dénombrement.....	18
3.2	Limitation du temps de tri et quantification	18
3.3	Détermination des taxons :	20
4	CALCUL DES INDICES	20
4.1	Les indices calculés sont les suivants :.....	21
4.2	Les indices de description et comparaison des peuplements	22

La prise en compte des organismes vivants apporte un complément d'information essentiel à la connaissance de la qualité des milieux, chaque organisme présentant des exigences particulières vis-à-vis des différents facteurs du milieu, qu'ils soient de nature physique, chimique ou biologique.

Cette seconde démarche est la seule valable pour l'appréciation globale de la qualité des systèmes d'eau courante et des effets réels des perturbations.

1 EVOLUTION DE LA METHODE

Sur la base des capacités indicatrice et intégratrice des organismes, des méthodes qualitatives de type "indice biologique" ont été mises au point. L'IBG-DCE (ou Indice Biologique Global compatible avec la Directive Cadre sur l'Eau) est l'aboutissement d'une longue démarche reposant sur l'application durant de nombreuses années de différents indices biologiques qui ont été progressivement améliorés.

Cette méthode constitue une évolution par rapport à l'IBGN, encore utilisé en routine pour la mise en évidence de perturbations, surtout d'origine organique.

Utilisée de manière expérimentale depuis 2007, la méthode de l'IBG DCE-compatible a été normalisée en septembre 2009. Particulièrement adaptée au suivi de la qualité des cours d'eau dans le cadre d'un fonctionnement en réseau, ses principales différences avec l'IBGN sont :

- l'identification et l'échantillonnage distinguent des habitats marginaux, souvent plus biogènes, et des habitats les plus représentatifs,
- la réalisation de 12 prélèvements élémentaires contre 8 pour l'IBGN,
- la détermination plus poussée, souvent au genre, pour l'essentiel des taxons.

Néanmoins il est important de noter que des passerelles existent entre l'IBG-DCE et l'IBGN, notamment pour la partie calcul de l'indice ; l'historique des données acquises par la méthode de l'IBGN peut ainsi être conservé et utilisé.

L'intérêt d'une telle méthode est, outre sa fiabilité, son accès relativement aisé des groupes taxonomiques utilisés et sa rapidité de mise en œuvre.

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

Le benthos combine en effet un grand nombre d'avantages dans l'appréciation globale de la qualité des milieux, parmi lesquels :

- sa répartition dans l'ensemble des écosystèmes aquatiques,
- sa grande diversité taxonomique (environ 150 familles, 700 genres et plus de 2000 espèces recensées en France) et le fait qu'il regroupe de nombreuses espèces bio-indicatrices (indices précoces de modifications du milieu) et constitue des biocénoses souvent variées,



Larve de Perlodidae

Très polluo-sensible



Larve de Chironomidae

Très tolérant, très peu polluo-sensible

- la relative stabilité dans le temps et dans l'espace de populations suffisamment sédentaires pour établir une bonne correspondance avec les conditions du milieu,
- la sensibilité de ses organismes au climat stationnel à travers la qualité de l'eau et du substrat,
- sa situation à plusieurs niveaux trophiques du système (consommateurs primaires et secondaires, décomposeurs),
- la facilité d'échantillonnage et la bonne conservation des échantillons.

Les invertébrés constituent donc de bons intégrateurs de la qualité globale de l'écosystème aquatique et sont facilement exploitables.

2 PRINCIPES DE LA METHODE – PHASE TERRAIN

2.1 Choix de la station

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.

En première approximation, la largeur de plein bord (Lpb) peut être estimée rapidement sur le terrain à partir de la zone non végétalisée du lit, mesurée entre le haut des deux berges (hauteur juste avant débordement). La longueur d'une séquence radier/mouille représente en moyenne 6 fois la largeur du lit à plein bord :



Définition de la largeur de plein bord (Lpb)

- Pour les petits et moyens cours d'eau, 2 séquences radier/mouille seront considérées, soit **12xLpb**
- Pour les très petits cours d'eau, souvent plus hétérogène, il est préférable de prendre en compte 3 séquences, soit **18xLpb**
- Pour les grands cours d'eau, le choix de 2 séquences reste préférable, mais pour des raisons pratiques on se limite à une séquence, soit **6xLpb**

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.

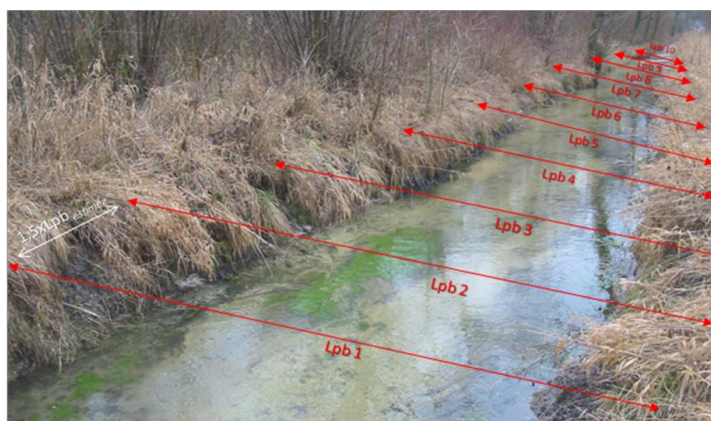
INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

2.2 Positionnement des stations

Démarche à respecter pour le choix de l'emplacement précis de la station en arrivant sur le terrain :

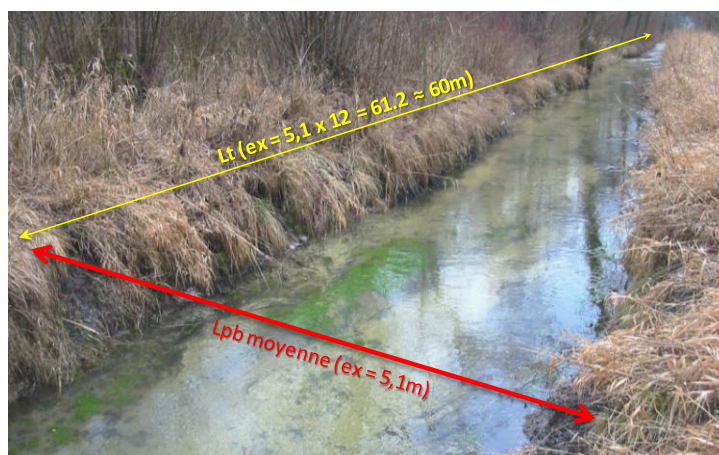
- Estimer visuellement la largeur de plein bord ($Lpb_{estimée}$)
- Repérer visuellement une longueur suffisante (5 à 8 séquences, soit 30 à 50xLpb en fonction de la taille du cours d'eau) les conditions morpho-dynamiques du secteur.
- Choisir un secteur représentatif de l'ensemble, en prenant soin d'éviter d'y inclure des singularités morphologique (pont, protection de berge, embâcles isolés,...)
- Mesurer la largeur de plein bord sur une dizaine de transects (espacés d' $\approx 1,5$ fois $Lpb_{estimée}$) puis en faire la moyenne (Lpb) :



Exemple :

Lpb 1	Lpb 2	Lpb 3	Lpb 4	Lpb 5	Lpb 6	Lpb 7	Lpb 8	Lpb 9	Lpb 10	Lpb Moyenne
5	5,5	6	5,5	4,4	4,1	4,1	6	5,5	5	5,1

- Choisir et calculer la longueur totale de la station (12, 18 ou 6 Lpb selon les cas) qui sera notée Lt (m) :



- Positionner la limite amont de la station sur un faciès caractéristique (ex : tête de radier)
- Se déplacer vers l'aval en identifiant les limites des principaux faciès : raiders, plats, mouilles,...)
- Positionner la limite aval de la station après avoir parcourue la distance Lt.

Les coordonnées géographiques des limites amont et aval seront référencées sur la fiche de terrain à l'aide d'un GPS. Cette étape est indispensable afin de retrouver facilement et avec exactitude la station lors de campagnes ultérieures.

2.3 Identification de la station et dates de prélèvements

Chaque station sera précisément identifiée par les informations présentes sur la fiche terrain : nom du cours d'eau, commune, date, altitude, largeur du lit à plein bord, longueur totale de la station, coordonnées GPS, ...

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

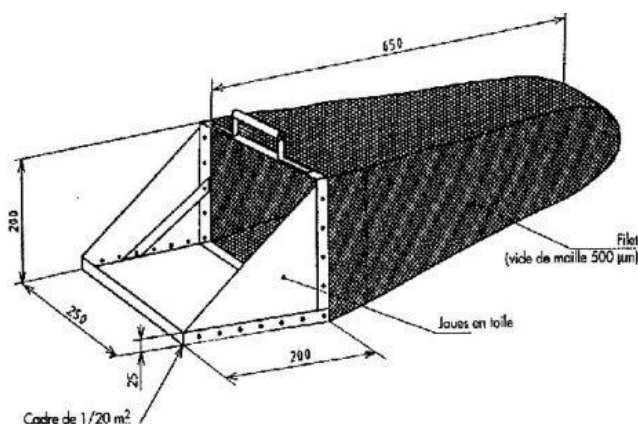
En règle générale, pour les cours d'eau à régime pluvial et ne présentant pas de variation saisonnière marquée des altérations chimiques et hydrologiques, la campagne sera réalisée en période de basses eaux.

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.

2.4 Protocole de prélèvement sur le terrain

Les 12 prélèvements de 1/20 de m² sont réalisés à l'aide d'un filet Surber (0,5mm de vide de maille) ou au filet troubleau en fonction de l'accessibilité des substrats.



Caractéristiques du filet surber



Filet surber placé face au courant pour réaliser un prélèvement

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‰ de la surface de la station ; cette surface est estimée visuellement.

Les différents types de substrats sont classés selon un ordre de priorité d'échantillonnage correspondant à une habitabilité décroissante, du plus biogène (bryophytes) au moins biogène (surfaces uniformes dures naturelles et artificielles).

2.4.1 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 fins (petits cailloux à vase), ce qui signifie que la méthode des « coups de pied » est à proscrire. Le filet du Surber doit être vidé entre chaque prélèvement unitaire.

Définition du substrat

Protocole de prélèvement

Bryophytes

- Prélever le végétal seul (sur bloc) ou avec élément support (sur cailloux).
- Placer le Surber à contre-courant sur les bryophytes, frotter et peigner (10 secondes) sur toute la surface du cadre.
- 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, 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.

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

Hydrophytes

- Prélever le végétal en incluant la couche superficielle du sédiment.
- Placer le Surber à contre-courant sur les hydrophytes, prélever la totalité du végétal contenu dans le cadre de 1/20m² en introduisant le végétal dans le filet puis en le coupant.

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 d'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)

- Prélever la litière en incluant la couche superficielle du sédiment.
- 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 1L au maximum.

Chevelus racinaires, supports ligneux

- Prélever le végétal seul.
- Placer le Surber à contre-courant sur les racines, frotter et peigner (10secondes) de façon à récupérer tous les individus dans le filet.

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

- Prélever le support en y incluant les différentes classes granulométriques.
- 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.
- Prélever également la couche sous les pierres et galets jusqu'à un maximum de 5cm.

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

- Prélever en y incluant les sédiments et la faune associés au bloc (abris sous bloc).
- 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 (graviers : 2 à 25 mm)

- Prélever le support en y incluant les différentes classes granulométriques.
- 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 5cm.

Hélophytes

- Prélever le végétal en incluant la couche superficielle du sédiment.
- Placer le Surber à contre-courant sur la base des hélophytes. Frotter la base des hélophytes avec la main sur une surface équivalente à l'intérieur du cadre.

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

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

- Prélever la couche superficielle du sédiment (< 3cm).
- 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 1L 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)

- Prélever la couche superficielle du sédiment (< 3cm).
- 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 1L 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

- Prélever les algues en y incluant les éléments minéraux du support.
- 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)

- Prélever par raclage de surface.
- Placer le Surber à contre-courant sur la zone à échantillonner. Frotter la surface du support.

2.4.2 Définition des classes de vitesses

CLASSE VITESSE	VITESSE
$V < 5$	Nulle
$25 > V \geq 5$	Lente
$75 > V \geq 25$	Moyenne
$150 > V \geq 75$	Rapide

La vitesse du courant est estimée visuellement sur le site, en calculant par exemple la vitesse d'une feuille sur l'eau.

2.5 Définition des substrats dominants et marginaux

- Substrat « dominant » : substrat qui représente plus de 5% (>5%) de la surface mouillée totale de la station.
- Substrat « marginal » : substrat qui représente au maximum 5% (≤5%) de la surface mouillée totale de la station. Cependant pour être échantillonné, ce substrat doit constituer un habitat représentatif.

Cela signifie que la présence de ce substrat ne doit pas être exceptionnelle, ou liée à une singularité morphologique, c'est-à-dire qu'il doit se retrouver de manière régulière et répétitive le long du secteur de la station.

La taille minimale d'un substrat marginal est de 1‰ de la surface de la station.

2.5.1 Conduite de l'échantillonnage

- Repérage des substrats dominants et marginaux

La première étape sur le terrain est d'estimer la superficie mouillée (S_m) de la station, puis d'identifier les substrats marginaux représentatifs et les substrats dominants, et d'en évaluer la superficie. La superficie mouillée correspond à la longueur totale de la station (L_t) multipliée par la largeur moyenne du lit mouillé (L_m)

$$S_m = L_t \times L_m \pm 5\%$$

- Identification des substrats marginaux représentatifs

La superficie maximale d'un substrat marginal représentatif (S_{marg}) = 5% de la superficie mouillée totale de la station :

$$S_{marg} = S_m \times 0,05$$

Cette superficie s'entend en cumulant la superficie de l'ensemble des zones où ce substrat est présent sur la station.

Sur la fiche de terrain :

- Inscrire la lettre M devant chaque substrat marginal dans la colonne «Dominants /Marginaux»
- Noter leur superficie relative (%) estimée visuellement dans la colonne : « Superficie relative »

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

- Identification des substrats dominants

Les différents substrats dominants présents sur la station (>5%) sont notés par la lettre D dans la colonne « Dominants/Marginaux »

La superficie relative (%) de ces substrats dominants est estimée visuellement et inscrite en % de la surface totale de la station sur la feuille de terrain dans la colonne « Superficie relative »

La somme des superficies relatives des substrats dominants et marginaux doit être égale à 100%.

2.5.2 Echantillonnage

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).

2.5.2.1 Phase 1 : échantillonnage des habitats marginaux représentatifs (bocal 1)

Dans cette phase, les substrats marginaux sont échantillonnés, avec 4 prélèvements unitaires qui constituent le « bocal 1 », réalisés dans l'ordre d'habitabilité des substrats :

Tableau I : substrats à prélevés par ordre d'habitabilité

SUBSTRAT	HABITABILITE	ILLUSTRATION
• <u>Bryophytes</u>	11	
• <u>Hydrophytes</u>	10	

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

- Débris organiques grossiers
(litières)

9



- Chevelus racinaires,
supports ligneux

8



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

7



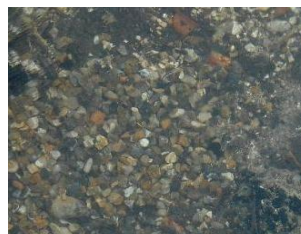
- Blocs (> 250mm) inclus dans
une matrice d'éléments
minéraux de grande taille (25 à
250 mm)

6



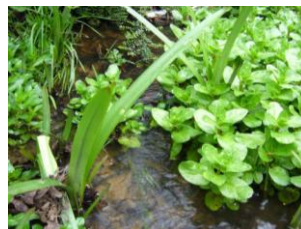
- Granulats grossiers
(graviers : 2 à 25 mm)

5



- Hélophytes

4



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

3



INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

Sables et limons
($<2\text{mm}$)

2



• Algues

1



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

0



Chaque substrat est échantillonné dans la classe de vitesse la plus représentée pour ce substrat.

- | | |
|----------------------------------|---|
| • Si substrats marginaux > 4 : | prélever les 4 premiers dans l'ordre du tableau |
| • Si substrats marginaux $= 3$: | Réaliser le 4 ^{ème} prélèvement sur le substrat marginal présentant la plus grande superficie en faisant varier si possible la classe de vitesse |
| • Si substrats marginaux $= 2$: | Réaliser les 2 autres prélèvements sur les deux mêmes substrats en faisant varier si possible la classe de vitesse |
| • Si substrats marginaux $= 1$: | Réaliser les 4 prélèvements sur ce même substrat dans des placettes différentes, en faisant varier si possible la classe de vitesse |
| • Si substrats marginaux $= 0$: | On considère alors les zones de bordure en vitesse lente comme habitats marginaux ; les 4 prélèvements y sont ainsi réalisés |

2.5.2.2 Échantillonnage des habitats dominants (bocal 2 et bocal 3)

Lors des 2 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, on cherchera à positionner des prélèvements dans les différentes classes de vitesse représentées sur la station.

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

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

4 prélèvements unitaires sont réalisés sur les 4 premiers dans l'ordre du tableau 1 et chaque substrat est échantillonné dans la classe de vitesse la plus représentée pour ce substrat.

- | | |
|--------------------------------|--|
| • Si substrats dominants > 4 : | Prélever les 4 premiers dans l'ordre du tableau dans la classe de vitesse la plus représentée pour chaque substrat |
| • Si substrats dominants = 3 : | Réaliser le 4 ^{ème} prélèvement sur le substrat dominant présentant la plus grande superficie en faisant varier si possible la classe de vitesse |
| • Si substrats dominants = 2 : | <ul style="list-style-type: none">- <u>Si ces 2 substrats ont une superficie relative > 25 %</u> : Réaliser les 2 autres prélèvements sur les deux mêmes substrats en faisant varier si possible la classe de vitesse- <u>Si un des 2 substrats a une superficie relative < 25%</u> : 1 seul prélèvement est réalisé sur celui-ci et les 3 autres sur le substrat présentant la plus grande superficie en faisant varier si possible la classe de vitesse |
| • Si substrats dominants = 1 : | Réaliser les 4 prélèvements sur ce même substrat dans des placettes différentes, en faisant varier si possible la classe de vitesse |

- **Phase 3 : échantillonnage des habitats dominants au prorata des superficies (bocal 3)**

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 :

- | | |
|--|---|
| • Si substrats dominants >4 : | Réaliser le prélèvement des substrats non échantillonnés au cours de la phase 2 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 identifiés au moins une fois au cours de la phase 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. | |

2.6 Feuille d'échantillonnage

L'ensemble de la fiche terrain présente en annexe 2 doit être renseignée :

- Les numéros des prélèvements (P1 à P12) seront notés au cours de l'échantillonnage dans la case correspondant à chaque combinaison substrat/vitesse (*tableau d'échantillonnage*).
- Les caractéristiques de chaque prélèvement (hauteur d'eau, colmatage, végétation et stabilité) doivent être également détaillées dans le tableau des *conditions de prélèvement des échantillons*.
- Un schéma détaillé de la station, des substrats, des classes de vitesse et des points de prélèvements devra également être réalisé.

2.7 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.

2.8 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 (éphéméroptères, triclades,...) peuvent être fixés à l'alcool et mis dans un récipient séparé, étiqueté avec le numéro du bocal.



Jeu de Tamis



Ephéméroptères (Heptageniidae)



Triclades

Les gros individus d'espèces rares et protégées (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.



Astacus austropotamobius



Margaritiferidae



Cordulegaster



Perlidae

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

Le mode de conservation des échantillons reste au choix :

- le formaldéhyde (concentration final 4 %)
- l'éthanol (concentration finale 70%)

3 TRI ET QUANTIFICATION DES PRELEVEMENTS

Le protocole de tri s'applique à chaque bocal (B1, B2 et B3) chacun regroupant 4 prélèvements. La phase de tri et de quantification comporte 3 opérations :

- Les prélèvements ramenés du terrain sont d'abord lavés sur une colonne de tamis (maille du tamis le plus fin est de 0,5mm)
- Sur les refus de tamis, les individus sont comptés au niveau taxonomique de la famille
- Pour chaque taxon, un certain nombre d'individus doit être sorti pour identification et conservé (contrôle qualité ultérieur)

Niveaux d'identification requis pour les différents groupes taxonomiques

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

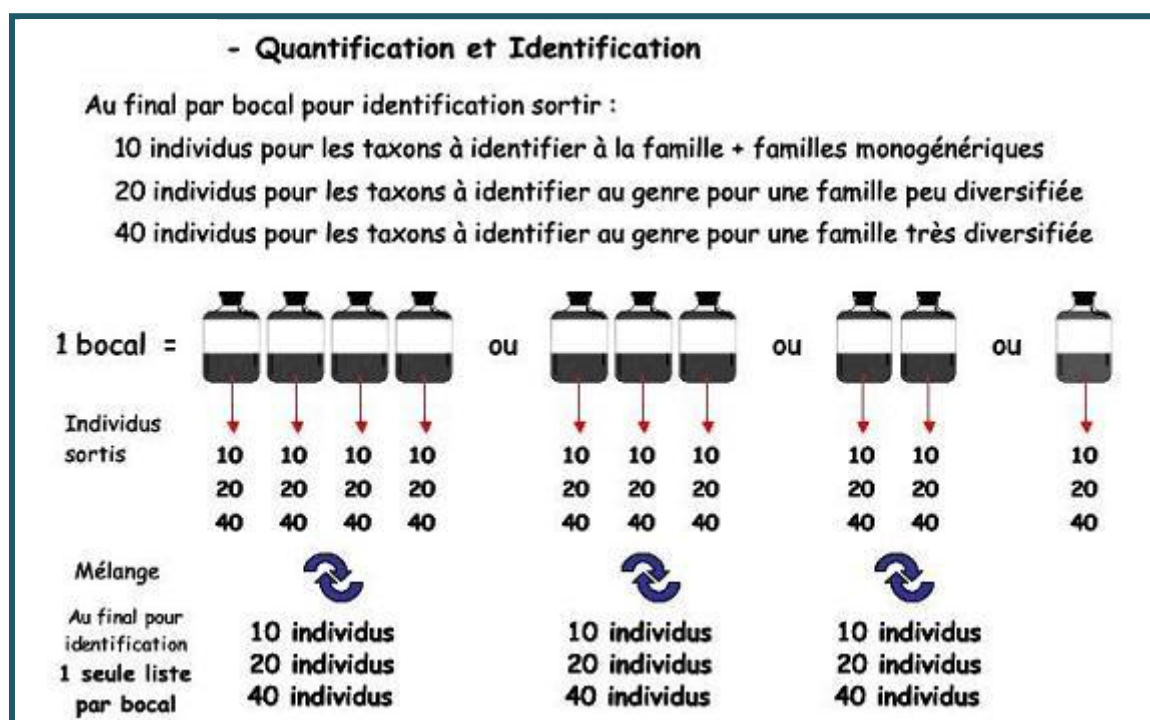
3.1 Identification et dénombrement

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. Pour chaque bocal, le nombre minimum d'individus à identifier pour chaque famille est de :

- 10 individus pour les familles monogénériques (un seul genre)
- 20 individus pour les familles à diversité générique « faible » (notées A dans l'annexe I)
- 40 individus pour les familles à diversité générique « forte » (notées B dans l'annexe I)

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 l'identification :



3.2 Limitation du temps de tri et quantification

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.

Le tableau ci-dessous indique les temps minimum et maximum requis pour le tri et la quantification de chaque bocal en fonction de la nature des substrats prélevés :

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

Durées requises pour la phase de tri par bocal en fonction de la nature des substrats prélevés

Nombre de prélèvements	Substrats minéraux	4	3	2	1	0
	Autres substrats	0	1	2	3	4
Durée de tri en heures	minimum	1h	1h30	2h	2h30	3h
	maximum	2h	2h30	3h	3h30	4h

Le tableau ci-dessous indique le temps minimum et maximum indicatifs pour le tri et la quantification d'un seul prélèvement unitaire pour un type de substrat donné. 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 :

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

Le matériel utilisé pour la phase de tri est constitué de pinces fines et pinces diverses, récipients de tri et de matériel optique de grossissement X2 minimum.



Pincettes fines



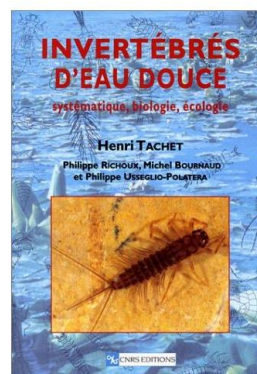
Bac de tri

3.3 Détermination des taxons :

Le matériel utilisé (outre celui déjà cité) est constitué de loupes binoculaires à grossissement X45 pour la détermination au niveau de la famille et X80 pour la détermination au niveau du genre ; un éclairage puissant (source froide) et les documents permettant la détermination taxonomique (Tachet & al.2000 et années suivantes – Invertébrés d'eau douce, systématique, biologie, écologie – Paris : CNRS Editions – 587 p) : clé de détermination des insectes d'eau douce jusqu'à la famille (annexe III).



Loupe binoculaire



Ouvrage de détermination

La détermination doit être réalisée sur les larves, les nymphes et les adultes considérés dans les ouvrages de détermination. Tous les individus extraits doivent être déterminés (cf. feuille de paillasse associée), puis conservés par bocal dans un pilulier contenant de l'éthanol (70%).

4 CALCUL DES INDICES

Une fois le traitement des échantillons terminé, les différents indices sont calculés et les classes de qualité correspondantes déterminées. Les résultats sont 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 » ($B1 + B2 + B3$)

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

4.1 Les indices calculés sont les suivants :

Détermination de la note IBGN: note de 0 à 20 obtenue à partir de deux composantes déduites de la liste des invertébrés collectés. L'IBGN est établi à partir du tableau de détermination comprenant en ordonnée les 9 groupes faunistiques indicateurs et en abscisse les 14 classes de variété taxonomique.

TABLEAU DE DETERMINATION DE LA NOTE IBGN

Classe de variété		14	13	12	11	10	9	8	7	6	5	4	3	2	1
Taxons indicateurs	St Gi	≥50	49-45	44-41	40-37	36-33	32-29	28-25	24-21	20-17	16-13	12-10	9-7	6-4	≤3
Chloroperlidae	9														
Perlidae		20	20	20	19	18	17	16	15	14	13	12	11	10	9
Perlodidae															
Taeniopterygidae															
Capniidae	8	20	20	19	18	17	16	15	14	13	12	11	10	9	8
Brachycentridae															
Odontoceridae															
Philopotamidae															
Leuctridae	7	20	19	18	17	16	15	14	13	12	11	10	9	8	7
Glossosomatidae															
Beraeidae															
Goeridae															
Leptophlébiidae	6	19	18	17	16	15	14	13	12	10	9	8	7	6	5
Nemouridae															
Lepidostomatidae															
Sericostomatidae															
Ephemeridae	5	18	17	16	15	14	13	12	11	10	9	8	7	6	5
Hydroptilidae															
Heptageniidae															
Polymitarcidae															
Potamanthidae	4	17	16	15	14	13	12	11	10	9	8	7	6	5	4
Leptoceridae															
Polycentropodidae															
Psychomyidae															
Rhyacophilidae	3	16	15	14	13	12	11	10	9	8	7	6	5	4	3
Limnephilidae (1)															
Ephemerellidae (1)															
Hydropsychidae															
Aphelocheiridae	2	15	14	13	12	11	10	9	8	7	6	5	4	3	2
Baetidae (1)															
Caenidae (1)															
Elmidae (1)															
Gammaridae (1)	1														
Mollusques															
Chironomidae (1)															
Asellidae (1)															
Achètes	1	14	13	12	11	10	9	8	7	6	5	4	3	2	1
Oligochètes (1)															

(1) Taxons représentés par au moins 10 individus. Les autres par au moins 3 individus

La grille suivante permet d'interpréter les résultats obtenus en les généralisant selon cinq classes de qualité.

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

Grille d'interprétation de la qualité biologique du milieu à partir de la note IBGN

Note IBGN	≥ 17	16-13	12-9	8-5	≤4
Classe de qualité	Très Bonne	Bonne	Moyenne	Médiocre	Mauvaise

4.2 Les indices de description et comparaison des peuplements

L'abondance (N) : correspond au nombre d'individus dénombrés dans le relevé.

La richesse spécifique ou variété (S) du milieu : correspond au nombre de taxons comptabilisés dans le relevé.

L'indice de Shannon –Weaver (H') est basé sur les proportions d'espèces que l'on observe. Il permet d'intégrer la richesse spécifique et la fréquence.

$$H' = \sum_{i=1}^S p_i \times \log_2 \times (p_i)$$

avec $p_i = \frac{n_i}{N}$

$$H'_{max} = \log_2(S)$$

n_i : nombre d'individus pour un taxon donné

N : effectif total du relevé

Dans la nature, la valeur **H'** se situe en général entre 0,5 (très faible diversité) et 4,5 (dans le cas d'échantillons de grande taille de communautés complexes).

Il convient de calculer, parallèlement à l'indice de diversité spécifique **H'**, l'équitabilité **E**, en rapportant la diversité observée à la diversité théorique maximale par équipartition des effectifs entre les espèces présentes **S**:

$$E = \frac{H'}{H'_{max}}$$

L'équitabilité varie de 0 à 1 : elle tend vers 0 quand la quasi-totalité des effectifs est concentrée sur une même espèce; elle est de 1 lorsque toutes les espèces ont une même abondance.

L'indice de dominance « d » est en relation directe avec la répartition des taxons. Si un ou quelques taxon(s) domine(nt) le peuplement, « d » se rapprochera de 1.

Le calcul est le suivant :

$$d = \sum p_i^2$$

p_i = nombre d'individus d'un taxon/nombre total d'individus présents dans l'échantillon.

INDICE BIOLOGIQUE GLOBAL DCE COMPATIBLE

Méthodologie IBG-DCE

L'**indice d'habitabilité** « m » appelé également coefficient morphodynamique renseigne sur l'hétérogénéité du milieu et la qualité des couples substrats-vitesses présents sur la station de prélèvement.

Il se calcule grâce au tableau d'échantillonnage de la façon suivante :

$$m = N^{1/2} + M^{1/2} + M'^{1/2}$$

N = le nombre de supports inventoriés multiplié par le nombre de classes de vitesses inventoriées;

M = le couple substrat vitesse dominant ;

M' = le couple substrat vitesse avec la note la plus élevée.

Une note éloignée de 20 indique une certaine pauvreté d'habitats de la station.

Le **Coefficient d'aptitude biogène** Cb2 permet de différencier deux grands axes de perturbations selon deux indices notés sur 10. « ln » mesurera plus particulièrement la qualité de l'eau alors qu'« lv » qualifiera la qualité de l'habitat (une grande variété s'explique par un grand nombre de niches écologiques).

Le calcul se fait de la façon suivante :

$$Cb2 = ln + lv \pm 0.25$$

$$ln = 1.21 * (i_1 + i_2 + \dots + i_k) / k ;$$

- k = les n/4 taxons présentant les indices i les plus élevés, k est approché à l'entier par excès ;

- n = le nombre de taxons indicateurs Cb.2 représentés dans l'échantillon global par au moins 3 individus.

$$lv = 0.22N, \text{ où } N = \text{le nombre de taxons présents dans l'échantillonnage global.}$$

ANNEXE I

Liste des taxons

INSECTES		HÉTÉROPTÈRES		MOLLUSQUES	
PLÉCOPTÈRES				BIVALVES	
Capniidae	A	Aphelocheiridae	-	Corbiculidae	-
Chloroperlidae	A	Corixidae	A	Dreissenidae	A
Leuctridae	A	Gerridae	-	Margaritiferidae	-
Nemouridae	B	Hebridae	-	Sphaeriidae	A
Perlidae	B	Hydrometridae	-	Unionidae	B
Perlodidae	B	Naucoridae	-	GASTÉROPODES	
Taeniopterygidae	A	Nepidae	-	Acroloxidae	-
TRICHOPTÈRES		Notonectidae	-	Ancylidae	-
Beraeidae	B	Mesoveliidae	-	Bithynidae	-
Brachycentridae	A	Pleidae	-	Ferrissidae	-
Calamoceratidae	-	Veliidae	-	Hydrobiidae	B
Ecnomidae	A	COLÉOPTÈRES		Limnaeidae	B
Glossosomatidae	A	Chrysomelidae	A	Neritidae	-
Goeridae	B	Curculionidae	-	Physidae	A
Helicopsychidae	-	Dryopidae	A	Planorbidae	-
Hydropsychidae	A	Dytiscidae	B	Valvatidae	-
Hydroptilidae	B	Eubriidae	-	Viviparidae	-
Lepidostomatidae	A	Elmidae	B	VERS	
Leptoceridae	B	Gyrinidae	A	PLATHELMINTHES	
Limnephilidae	B	Haliplidae	A	TRICLADES	
Molannidae	A	Helodidae	B	Dendrocoelidae	-
Odontoceridae	-	Helophoridae	-	Dugesidae	-
Philopotamidae	A	Hydraenidae	B	Planariidae	-
Phryganeidae	B	Hydrochidae	-	NÉMATHELMINTHES	
Polycentropodidae	B	Hydrophilidae	A	ANNÉLIDES	
Psychomyidae	B	Hydroscaaphidae	-	ACHÈTES	
Rhyacophilidae	B	Hygrobidae	-	Erpobdellidae	-
Sericostomatidae	B	Noteridae	-	Glossiphoniidae	-
Thremmatidae	-	Spercheidae	-	Hirudidae	-
ÉPHÉMÉROPTÈRES		DIPTÈRES		Piscicolidae	-
Ameletidae	A	Athericidae	-	OLIGOCHÈTES	
Baetidae	B	Blephariceridae	-	HYDRACARIENS	
Caenidae	A	Ceratopogonidae	-	HYDROZOAIRE	
Ephemerellidae	A	Chaoboridae	-	SPONGIAIRES	
Ephemeridae	-	Chironomidae	-	BRYOZOAIRE	
Heptageniidae	B	Culicidae	-	NEMATODES	
Isonychiidae	-	Cylindrotomidae	-	NÉMERTIENS	
Leptophlebiidae	B	Dixidae	-	P = Présence	
Neophemeridae	-	Dolichopodidae	-	A = diversité faible	
Oligoneuriidae	-	Empididae	-	B = diversité forte	
Polymitarcyidae	-	Ephydriidae	-		
Potamanthidae	-	Limoniidae	-		
Prosopistomatidae	-	Muscidae	-		
Siphonuridae	-	Psychodidae	-		
		Ptychopteridae	-		
		Rhagionidae	-		
		Sciomyzidae	-		
		Simuliidae	-		
		Stratiomyidae	-		
		Syrphidae	-		
		Tabanidae	-		
		Thaumaleidae	-		
		Tipulidae	-		
		ODONATES			
		Aeschnidae	-		
		Calopterygidae	-		
		Coenagrionidae	-		
		Cordulegasteridae	-		
		Corduliidae	B		
		Gomphidae	B		
		Lestidae	B		
		Libellulidae	B		
		Macromiidae	-		
		Platycnemididae	-		
		MÉGALOPTÈRES			
		Sialidae	-		
		PLANIPENNES			
		Osmylidae	-		
		Sysyridae	-		
		Neurorthidae	-		
		HYMÉNOPTÈRES			
		Agriotypidae	-		
		LÉPIDOPTÈRES			
		Pyrilidae	-		
		BRANCHIOPODES			
		AMPHIPODES			
		Gammaridae	A		
		Corophiidae	-		
		Niphargidae	-		
		Crangonyctidae	-		
		ISOPODES			
		Asellidae	-		
		DÉCAPODES			
		Astacidae	A		
		Atyidae	-		
		Grapsidae	-		
		Cambaridae	A		
		Potamonidae	-		

ANNEXE II

Fiche de terrain

IDENTIFICATION DU PRELEVEMENT

Cours d'eau :

Station :

Syndicat :

Commune :

Date :

Heure :

Préleveur (s) :

LOCALISATION DU PRELEVEMENT (*Lambert II étendu*)

X amont :

X aval :

Altitude :

Y amont :

Y aval :

CONDITIONS METEOROLOGIQUES

ensoleillé

variable

couvert

bruine

averse

pluie

brouillard

neige

orage

MESURES PHYSICO CHIMIQUES IN SITU

Matériel de mesures :

Multi WTW 340i Kit complet - sondes 1m (2F30 - 104211)

Bandelettes nitrites, nitrates, phosphates, ammonium

Température de l'air :

pH :

Température de l'eau :

Conductivité :

Teneur en O₂ dissous :

Saturation O₂ dissous :

NO₃⁻ :

NO₂⁻ :

PO₄³⁻ :

NH₄⁺ :

CONDITIONS HYDROLOGIQUES

Etiage

Eaux moyennes

Hautes eaux

Non perturbée

Influencée

Décrue

Observations visuelles et olfactives

Aspect des abords :

propres

sale

Ombrage :

absent

faible

moyen

fort

Présence d'hydrocarbures :

oui

non

traces

Présence de mousses (détergents) :

oui

non

Présence de bois, feuilles :

oui

non

Présence de végétaux aquatique :

oui

non

algues

Présence d'autres corps :

oui

non

Couleur :

incolore

légèrement coloré

très coloré

Limpidité :

limpide

légèrement trouble

trouble

Odeur :

sans

légère

forte

TYPES DE FACIES D'ECOULEMENTS PRELEVES

chenal lentique	
radier	
plat lentique	

chenal lotique	
rapide	
plat courant	

mouille	
cascade	

OCCUPATION DU SOL

prairial	
peupleraie	
urbanisé	

forestier	
marais	
industriel	

agricole	
friches	

CARACTERISTIQUES DES BERGES

Rive droite

Nature :

naturelle	
artificielle	

Pente :

douce	
inclinée	
verticale	

Densité de la ripisylve :

absente	
éparse	
équilibrée	
dense	

Type de la ripisylve :

arbustive et/ou arborée	
herbacée	
exotique colonisatrice	
ligneuse plantée	
culture	

Rive gauche

naturelle	
artificielle	

douce	
inclinée	
verticale	

absente	
éparse	
équilibrée	
dense	

arbustive et/ou arborée	
herbacée	
exotique colonisatrice	
ligneuse plantée	
culture	

Schéma de la station

TABLEAU D'ECHANTILLONNAGE

			CLASSES DE VITESSES					
			N2	N4	N5	N3	N1	
SUPPORTS			> 150cm/s	75 à 150cm/s	25 à 75cm/s	6 à 25cm/s	< 5cm/s	
Nature		Superficie relative		Prélèvements				
		%estimé	D*-M*					
Bryophytes	9							
Hydrophytes	8							
Litières, débris végétaux	7A							
Branchages, racines	7b							
Pierres et galets	6							
Blocs	1R							
Graviers	5							
Hélophytes	4							
Vases	3							
Sables, limons	2							
Algues	0							
Dalles, Argiles	1D							

D* : Support Dominant > 5%

M* : Support Marginal < 5%

- Largeur de plein bord estimée (Lpb_{est}):
- Longueur station repérée (Lsr) = $Lpb_{est} \times 30$ (grand cours d'eau) à 50 (petits cours d'eau) :
- Largeur moyenne de plein bord mesurée (Lpb) = moyenne (10 transects espacés de $1,5Lpb_{est}$)

Lpb 1	Lpb 2	Lpb 3	Lpb 4	Lpb 5	Lpb 6	Lpb 7	Lpb 8	Lpb 9	Lpb 10	Lpb Moyenne

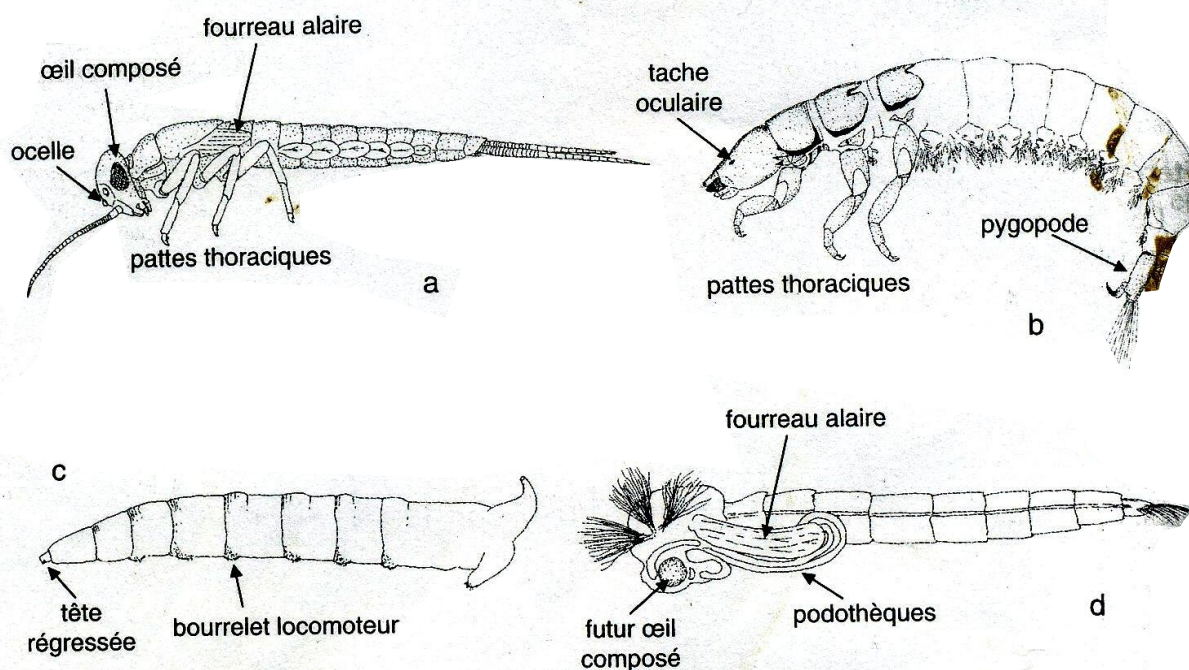
- Longueur totale de la station (Lt) = 12, 18 ou 6 x Lpb = 5,1 x 12 =

12 (petit et moyen cours d'eau) ; 18 (très petit cours d'eau) ; 6 (grands cours d'eau)

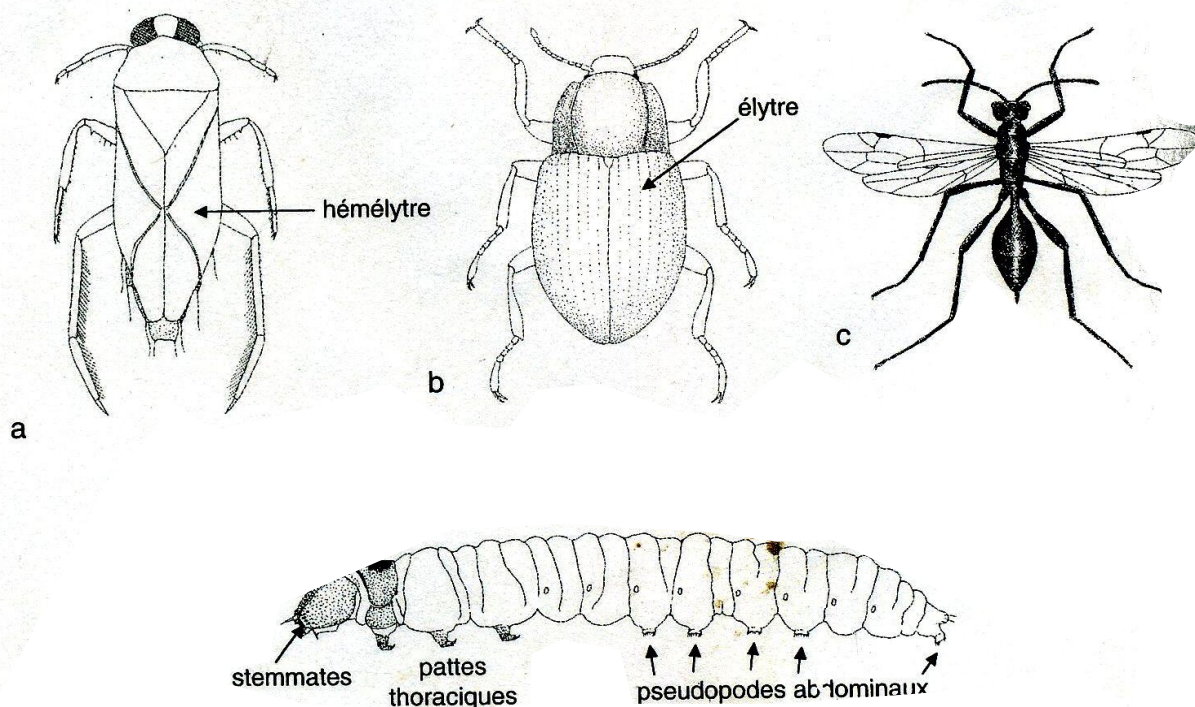
CONDITIONS DE PRELEVEMENT DES ECHANTILLONS

Prélèvements	Hauteur d'eau Profondeur en cm	Colmatage du substrat	Végétation		Stabilité du substrat
			Nature	Abondance	
P1					
P2					
P3					
P4					
P5					
P6					
P7					
P8					
P9					
P10					
P11					
P12					

Cl. Insectes : généralités

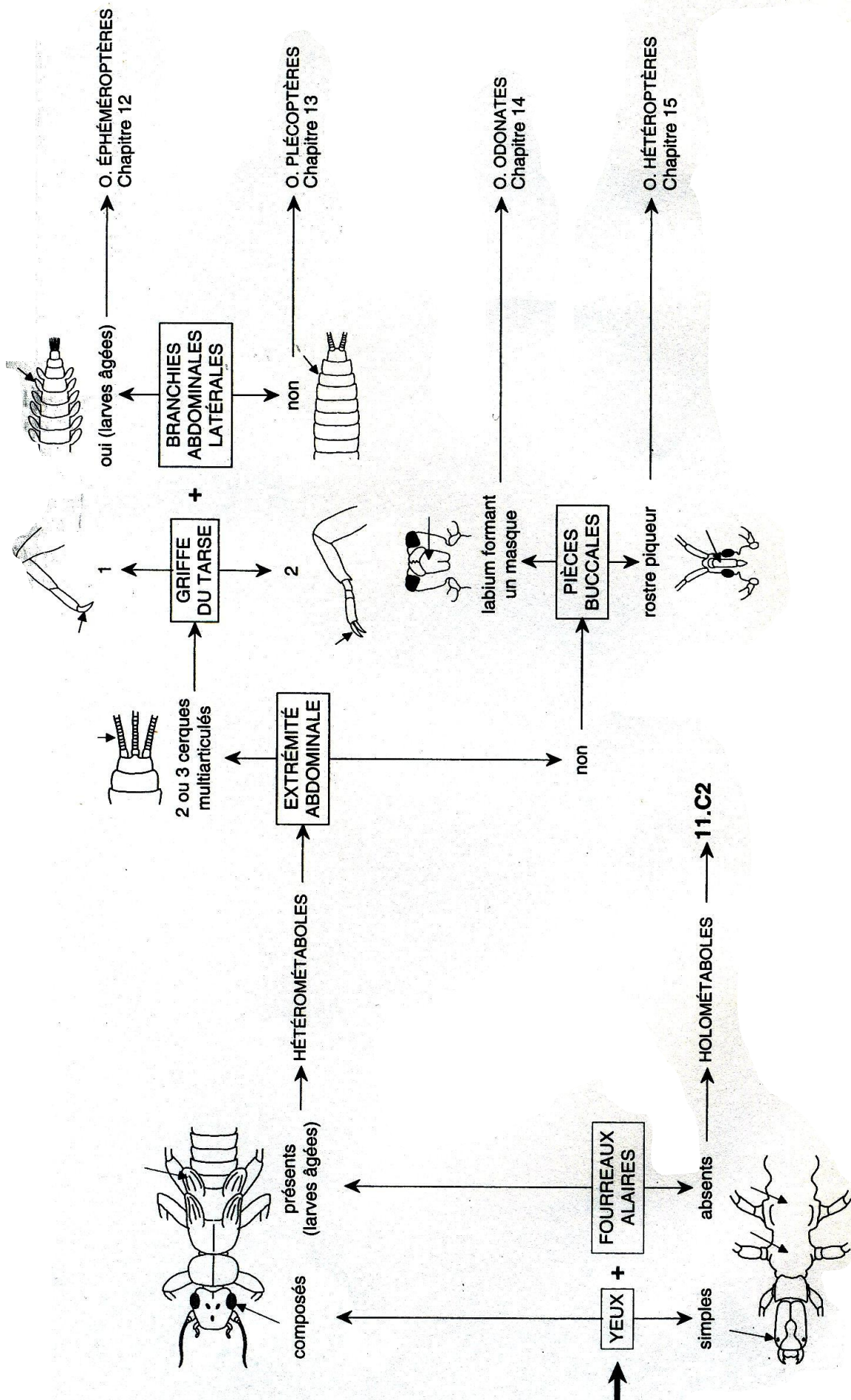


11.1 - a : une larve d'hétérométabole (Éphéméroptère), vl ; b : une larve d'holométabole (Trichoptère), pattes thoraciques présentes, vl ; c : une larve d'holométabole (Diptère, Brachycères), pattes thoraciques absentes, tête régressée, vl ; d : nymphe libre de Diptère Nématocère, vl.



11.2 - a : adulte d'Hétéroptère, vd ; b : adulte de Coléoptère aquatique, vd ; c : adulte d'Hyménoptère, vd ; d : larve de Lépidoptère aquatique (chenille), vl.

Clé de détermination



ANNEXE III Clé de détermination

