

Direction du suivi de l'état de l'environnement

**MÉTHODES D'ÉVALUATION DE L'INTÉGRITÉ BIOTIQUE DU MILIEU
AQUATIQUE BASÉES SUR LES MACROINVERTÉBRÉS BENTHIQUES –
RAPPORT DE STAGE**



**Par
Yannick Goaziou**

Février 2004

Dépôt légal – Bibliothèque nationale du Québec

Envirodoq n° ENV/2004/0158
Collection n° QE/146

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier tout particulièrement Lyne Pelletier pour m'avoir confié ce projet et avoir su me guider tout en m'accordant la liberté nécessaire tout au long de ces quatre mois de collaboration. Je remercie également Guy Demers de sa disponibilité et de son accueil au sein de la Direction du suivi de l'état de l'environnement. Ce travail n'aurait pu être réalisé sans l'appui de Jacques Dupont, qui m'a intégré à son service. Il me tient à cœur de remercier Yvon Richard, Jacques St-Onge et Julie Moisan dont les conseils ont toujours été judicieux et bienvenus. Si j'ai pu me consacrer à ce travail comme je l'ai fait, c'est aussi grâce à Marc Simoneau, qui m'a permis de participer à des expéditions très intéressantes et enrichissantes sur le fleuve Saint-Laurent. Merci aussi à Marie-Julie Laperrière et à Serge Hébert, qui m'ont permis de les accompagner lors de leurs travaux sur le terrain. Enfin, je me dois de remercier Manon Ouellet, Nathalie Milhomme et Patricia Charron pour leur gentillesse ainsi que tous leurs collègues du 7^e étage du ministère de l'Environnement du Québec dont l'attitude chaleureuse m'a permis de m'intégrer si rapidement. Je remercie également Lyne Martineau pour la mise en forme de ce rapport.

RÉSUMÉ

Le maintien de la qualité de l'eau est une préoccupation majeure pour une société qui doit subvenir à des besoins en eau de plus en plus importants, et ce, tant du point de vue quantitatif que qualitatif. Pour accomplir ce travail essentiel, il est nécessaire de doter les organismes de surveillance d'outils appropriés pour comprendre et gérer, dans son ensemble complexe, le milieu aquatique. Nous disposons aujourd'hui d'outils biologiques et physico-chimiques permettant d'évaluer la qualité des eaux. Pour tenir compte du cadre général d'orientation de la Politique de l'eau du Québec, du besoin croissant en information et d'un contexte budgétaire où les ressources sont limitées, il paraît primordial de se munir des meilleurs outils possible et de les adapter à ces nouvelles réalités. Parmi ces outils, nous avons choisi les macroinvertébrés benthiques (MIB), qui s'avèrent de bons indicateurs locaux de la santé des écosystèmes aquatiques et qui sont déjà utilisés dans de nombreux pays, y compris la province de Québec, pour estimer l'intégrité biotique du milieu aquatique. Dans les modifications apportées aux méthodes, on note que l'échantillonnage et l'identification se simplifient alors que les analyses se complexifient par l'incorporation de métriques variées et par la modélisation. La confirmation de ces tendances par l'adoption de ces nouvelles méthodes devrait permettre aux MIB de s'imposer à titre d'indicateurs biologiques satisfaisants pour les économistes et des plus informatifs pour les scientifiques.

Mots-clés : macroinvertébrés benthiques, benthos, qualité de l'eau, échantillonnage, sous-échantillonnage, méthodes rapides, caractérisation des habitats, écosystèmes aquatiques, écologie, environnement.

Lu et supervisé par le maître de stage :

Mme Lyne Pelletier
Direction du suivi de l'état de l'environnement
Ministère de l'Environnement du Québec

Référence : GOAZIOU, Y., 2004. *Méthodes d'évaluation de l'intégrité biotique du milieu aquatique basées sur les macroinvertébrés benthiques – rapport de stage*, Québec, ministère de l'Environnement, Direction du suivi de l'état de l'environnement, envirodoq n° ENV/2004/0158, collection n° QE/146, 37 p. et 2 ann.

ABSTRACT

Water quality preservation is an important issue in our society, as quantitative and qualitative requirements are on the rise. Comprehension and management of complex aquatic systems require that control bodies use appropriate tools. Currently, biological and physico-chemical tools are used to evaluate water quality. In order to support the orientation framework of the Québec Water Policy, the increasing need for information, and a financial context where resources are limited, it is important to use the best tools available and adapt them to the new constraints. Among the available tools, we have chosen benthic macroinvertebrates (BMI), which appear to be good local biological indicators and are already being used to determine biotic integrity in many countries, including the province of Quebec. The methodological modifications with regard to sampling and BMI identification are simplified, while analysis becomes more complex due to the addition of various parameters and modelling. The confirmation of these tendencies through the adoption of these new methods should allow BMIs to become biological indicators that are considered acceptable by economists and highly informative by scientists.

Key words: benthic macroinvertebrates, water quality, rapid bioassessment, samples, sub-samples, habitat characterisation, aquatic ecosystems, ecology, environment.

Read and supervised by:

Mrs. Lyne Pelletier
Direction du suivi de l'état de l'environnement
Ministère de l'Environnement du Québec

Reference: GOAZIOU, Y., 2004. *Méthodes d'évaluation de l'intégrité biotique du milieu aquatique basées sur les macroinvertébrés benthiques – rapport de stage*, Québec, ministère de l'Environnement, Direction du suivi de l'état de l'environnement, envirodoq n° ENV/2004/0158, collection no QE/146, 37 p. et 2 ann.

TABLE DES MATIÈRES

Remerciements	i
Résumé	ii
Abstract	iii
Table des matières	iv
Liste des tableaux	vi
Liste des figures	vi
Liste des annexes	vi
INTRODUCTION	1
MILIEUX CONCERNÉS	3
SÉLECTION ET LOCALISATION DES STATIONS	4
Modes de sélection	4
<i>Notion de site de référence</i>	4
<i>Modes de sélection des stations</i>	4
Critères généraux.....	4
Critères stratégiques	5
Localisation	6
DESCRIPTION DES HABITATS	7
L'habitat dans l'inventaire biologique	7
Méthodes d'inventaire	7
<i>Inventaire qualitatif</i>	9
RBP II.....	9
<i>Inventaire quantitatif</i>	9
EMAP-SW	9
<i>Inventaire semi-quantitatif</i>	10
Rapid Bioassessment of Victoria Streams.....	10
<i>Conclusion</i>	10
ÉCHANTILLONNAGE	11
Approche monohabitat ou multihabitats?.....	11
Matériel et méthodes	12
<i>Description du matériel et choix de la maille</i>	12
<i>D-Frame</i>	12
<i>Haveneau</i>	12
<i>Kick net</i>	13
<i>Surber</i>	13
<i>Hess</i>	14
<i>Bennes</i>	14

Substrats artificiels (<i>Hester-Dendy</i> et <i>Rock Basket</i>)	14
Choix des mailles	14
<i>Les procédures</i>	16
Procédure monohabitat RBP II	16
Procédure multihabitat RPB II	16
Procédure multihabitat IBGN.....	16
Procédure multihabitat RBVS	17
Procédure multihabitat EMAP-SW	17
Procédure d'échantillonnage qualitative multihabitat	17
Procédure d'échantillonnage semi-quantitative multihabitat ciblé.....	18
<i>Conclusion</i>	18
TRI, SOUS-ÉCHANTILLONNAGE ET DÉTERMINATION	19
Tri et sous-échantillonnage	19
<i>Tri grossier (toujours sur le terrain)</i>	19
<i>Tri non sélectif de terrain BioRecon</i>	19
<i>Tri non sélectif au laboratoire USGS</i>	19
<i>Tri sélectif de terrain</i>	20
<i>Sous-échantillonnage de laboratoire RBP II</i>	20
<i>Sous-échantillonnage de terrain</i>	20
Niveau d'identification.....	21
Outils de contrôle	22
<i>Facteur de correction (L) pour le laboratoire USGS</i>	22
<i>Facteur de correction (F) pour le terrain USGS</i>	23
<i>Test de sous-échantillonnage PCE</i>	23
<i>Contrôle de la qualité du tri et du sous-échantillonnage</i>	24
<i>Contrôle de la qualité à l'identification</i>	24
LES MÉTRIQUES	25
Définition.....	25
Catégories de métriques	25
<i>Richesse taxonomique</i>	25
<i>Composition taxonomique</i>	25
<i>Critères de tolérance et d'intolérance</i>	26
<i>Critères des régimes alimentaires</i>	27
<i>Mode de vie</i>	27
Les indices d'intégrité biotique multimétriques (IBI).....	27
CONCLUSION	29
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	30
AUTRES SOURCES D'INTÉRÊT : RÉFÉRENCES INTERNET	37

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1	Principales variables prises en compte pour les habitats lors des inventaires visuels rapides effectués sur le terrain.....	8
Tableau 2	Liste récapitulative des modes d'échantillonnage préconisés dans les études utilisant les macroinvertébrés aquatiques comme indicateurs de la qualité des environnements aquatiques	11
Tableau 3	Performances limites utilisées par l'USGS pour l'évaluation du nombre de macroinvertébrés benthiques (Moulton <i>et al.</i> , 2000)	24
Tableau 4	Exemple de correspondance score/ratio donné par SDS (1999)	28

LISTE DES FIGURES

Figure 1	Représentation de la classification des cours d'eau, par ordre de 1 à 5, du bassin de drainage de Newton Canyon (Source Internet USGS)	6
Figure 2	Utilisation du matériel d'échantillonnage en pourcentage au cours de 90 études (Carter et Resh, 2001)	13
Figure 3	Diamètres d'ouverture et pourcentage d'utilisation des mailles employées dans 81 études réalisées aux États-Unis (Carter et Resh, 2001).....	15
Figure 4	Vue des parties supérieure et inférieure d'un sous-échantillonneur selon le modèle proposé par Caton (1991) (DPWES, 2001)	21

LISTE DES ANNEXES

Annexe A	Étapes composant les méthodes d'inventaire biologique rapide
Annexe B	Métriques utilisées dans différentes méthodes d'inventaire biologique

INTRODUCTION

Le maintien de la qualité de l'eau est une préoccupation majeure pour une société qui doit subvenir à des besoins en eau de plus en plus importants, et ce, tant du point de vue quantitatif que qualitatif. Pour atteindre cet objectif essentiel, il est nécessaire de doter les organismes de surveillance d'outils appropriés leur permettant de comprendre et de gérer, dans son ensemble complexe, le milieu aquatique. Cependant, il est difficile de définir ce qu'est une eau de qualité. Meybeck et Helmer (1992) déclarent que cette difficulté réside dans le large choix des variables pouvant décrire l'état de cette eau. En effet, cette qualité peut s'exprimer non seulement par une combinaison de substances inorganiques ou organiques à diverses concentrations, mais aussi par la composition et l'état des organismes aquatiques qui vivent dans ce milieu. Deux outils susceptibles d'éclairer les personnes chargées d'élaborer la réglementation relative à la gestion de l'eau sont actuellement disponibles.

Le premier outil, qui est également le plus ancien et le plus utilisé encore aujourd'hui, est l'analyse physico-chimique. Ce procédé analytique est basé, d'une part, sur la recherche de substances polluantes dans les eaux et, d'autre part, sur le relevé des variables physiques caractérisant le milieu (hydrologie, matières organiques, température, taux d'oxygène dissous, etc.). Le second outil a été élaboré en se basant sur une approche écosystémique des perturbations. Cette approche repose sur la constatation des phénomènes suivants : (1) selon les préférences ou les exigences vis-à-vis différents facteurs physico-chimiques et biotiques de l'environnement, les animaux et les végétaux se regroupent en associations ou biocénoses. Lorsqu'une perturbation survient, elle entraîne des changements chez les espèces présentes. Cette modification se transforme donc en indicateur biologique de la pollution (Tuffery, 1980); (2) la modification biologique provenant d'une perturbation comporte simultanément une modification structurale du peuplement initial, une apparition et une prolifération d'espèces qui affichent des affinités pour des conditions particulières et une disparition plus ou moins rapide du peuplement initial ou d'une partie de celui-ci (Verneaux, 1980); (3) les communautés biologiques aquatiques sont influencées par les nombreuses activités humaines qui n'interviennent pas directement sur la qualité de l'eau (Chessman, 1995). Intégrant ces données, l'outil biologique est constitué d'une analyse des réponses des indicateurs biologiques aux perturbations et permet d'apprécier globalement la qualité des eaux d'un milieu.

Qu'ils soient biologiques ou physico-chimiques, il est nécessaire d'avoir à sa disposition les bons outils d'évaluation, ne serait-ce que pour respecter le cadre général d'orientation de la future politique sur la gestion de l'eau du Québec. Dans cette perspective, il paraît primordial de s'équiper du meilleur outil possible. Cependant, l'outil idéal permettant d'évaluer la pollution décrit par Cook (1976), qui se voudrait à la fois sensible aux effets de la pollution sur les communautés aquatiques, applicable généralement aux différents types de cours d'eau, capable de donner une évaluation continue des conditions non polluées jusqu'aux conditions polluées, et ce, indépendamment de la taille de l'échantillon, et qui de plus permettrait une acquisition des données et un calcul aisé, n'existe pas. Néanmoins, de nouvelles méthodes synthétiques qui regroupent à la fois des composantes physico-chimiques et biologiques poursuivent cet idéal et sont d'ores et déjà utilisées de par le monde. Parmi le matériel animal utilisé pour les analyses

biologiques, les macroinvertébrés benthiques (MIB) sont les plus fréquemment cités. Ce groupe biologique présente l'avantage d'être le plus souvent tributaire d'un milieu, de répondre rapidement aux stress et de constituer un des premiers maillons de la chaîne alimentaire des cours d'eau (Barbour *et al.*, 1999). De plus, il existe une certaine rémanence chez ces organismes qui leur permet de témoigner de pollutions plus ou moins anciennes (Friedrich *et al.*, 1992). Leur cycle de vie est aussi relativement long, de l'ordre d'une année (Marchant, 1986). Toutes ces qualités valent aux macroinvertébrés benthiques de correspondre à de bons indicateurs locaux de la santé des écosystèmes aquatiques (Barbour *et al.*, 1999). Ainsi, la plupart des agences chargées d'évaluer la qualité des eaux aux États-Unis utilisent, de routine, ce matériel biologique (Southerland et Stribling, 1995).

Cette étude examinera les méthodes synthétiques utilisant les macroinvertébrés benthiques comme indicateurs biologiques d'évaluation de l'intégrité biotique du milieu. Il y sera fait état des différentes composantes de ces méthodes ainsi que des différentes façons de les traiter. Ce document traitera donc des milieux concernés par l'utilisation des macroinvertébrés benthiques comme indicateurs biologiques, de la sélection des stations d'études, des moyens mis en place pour inventorier les habitats d'une station, des techniques de prélèvement du matériel biologique, des outils de contrôle de la qualité des résultats et, enfin, de la nature des variables biologiques utilisées pour évaluer l'intégrité biotique du milieu.

MILIEUX CONCERNÉS

Les principaux types de milieux aquatiques ont déjà fait l'objet d'études utilisant les macroinvertébrés benthiques à titre d'indicateurs. Effectivement, des prélèvements de cette faune ont été effectués aussi bien dans des marécages (Melaas *et al.*, 2001; Margolis *et al.*, 2001), des lacs (Gong *et al.*, 2000; Pinel-Alloul *et al.*, 1996) et des rivières (Pelletier, 2002; St-Onge, 1999; St-Onge et Richard, 1994) que dans des ruisseaux. Néanmoins, cette méthode est davantage utilisée dans les rivières et les ruisseaux. La lourdeur des moyens à mettre en place pour échantillonner les organismes benthiques dans les grands systèmes aquatiques est certainement responsable de ce choix, surtout lorsque la profondeur du site devient importante et que l'accessibilité en est réduite. Les méthodes d'inventaire rapide des milieux aquatiques apparaissent donc plus adaptées à des systèmes permettant à un ou plusieurs opérateurs de travailler à pied (Barbour *et al.*, 1999; Peck *et al.*, 2001).

SÉLECTION ET LOCALISATION DES STATIONS

Modes de sélection

Notion de site de référence

Les conditions de référence forment une base pour effectuer des comparaisons et détecter des dégradations (Gibson *et al.*, 1996). Deux types de conditions de référence sont couramment utilisés dans les études biologiques réalisées aux États-Unis : les conditions de référence « spécifiques » et les conditions de référence « régionales ». Pour établir le premier type de référence, on relève les conditions existantes en amont de la zone que l'on souhaite étudier. Pour le second, il est nécessaire de relever les conditions existantes dans un ensemble de sites relativement non détériorés, appartenant à une région et à un type d'habitat relativement homogène (Barbour *et al.*, 1996). La notion d'écorégion permet de fixer les limites dans lesquelles s'appliqueront les conditions de référence régionales. D'après Fitzpatrick *et al.* (1998), on peut définir l'écorégion comme une aire dans laquelle on trouve, entre autres, le même climat, le même type de végétation cultivée, le même type de sol, le même type de végétation naturelle potentielle et la même hydrologie.

Modes de sélection des stations

Les sites utilisés lors de l'inventaire des MIB peuvent être choisis au hasard ou non. Dans tous les cas, c'est la problématique qui détermine le mode de sélection. Ainsi, afin de mettre en évidence des problèmes potentiels spécifiques, les sites seront sélectionnés en fonction de la situation. Afin d'obtenir une vision plus globale de la qualité des eaux d'une zone géographique comme un bassin versant, le choix aléatoire des stations est préconisé pour garantir l'objectivité de la méthode (Barbour *et al.*, 1999; Lazorchak *et al.*, 1998).

Critères généraux

Qu'elles aient fait l'objet d'un choix ciblé ou aléatoire, les stations doivent être représentatives de la zone dont elles sont issues. Pour cela, des critères sont appliqués pour déterminer avec précision les sites qui serviront aux échantillonnages. Ces critères dépendent de la nature de la station. Ils sont plus nombreux pour les stations à vocation de référence, mais ne diffèrent pas d'une méthode à l'autre. Les critères de sélections énoncés ci-dessous, extraits du *Fairfax County Stream Strategy 2001*, sont représentatifs de ce que l'on peut trouver dans la littérature.

Dans une zone de 100 m de longueur*, un site devrait posséder les caractéristiques suivantes :

- accessibilité aux équipes et au matériel;
- autorisation du propriétaire;
- conformité aux conditions d'utilisation du matériel d'échantillonnage;
- distance supérieure à 100 m d'un pont, d'une route ou de tout autre ouvrage;
- absence d'affluents à proximité;
- représentativité des conditions locales.

Pour la sélection d'un site de référence, ces caractéristiques supplémentaires devraient être ajoutées aux précédentes :

- faible densité de population;
- utilisation du territoire avoisinant limitée;
- large zone de végétation riveraine constituée d'espèces indigènes;
- faible imperméabilité;
- aucune altération artificielle du chenal;
- sédimentation naturelle ou de faible importance;
- présence d'un écosystème naturel autour du site;
- stabilité des berges;
- bonne santé des communautés aquatiques;
- absence de traces d'une source de pollution.

Critères stratégiques

Dans une stratégie temporelle par exemple, les sites peuvent être choisis préalablement, car ils ont déjà fait l'objet d'études antérieures. Ceci permet de décrire l'évolution temporelle de la qualité de l'eau et des habitats de l'écosystème (Bradley et Ormerod, 2001; Hayward *et al.*, 2001).

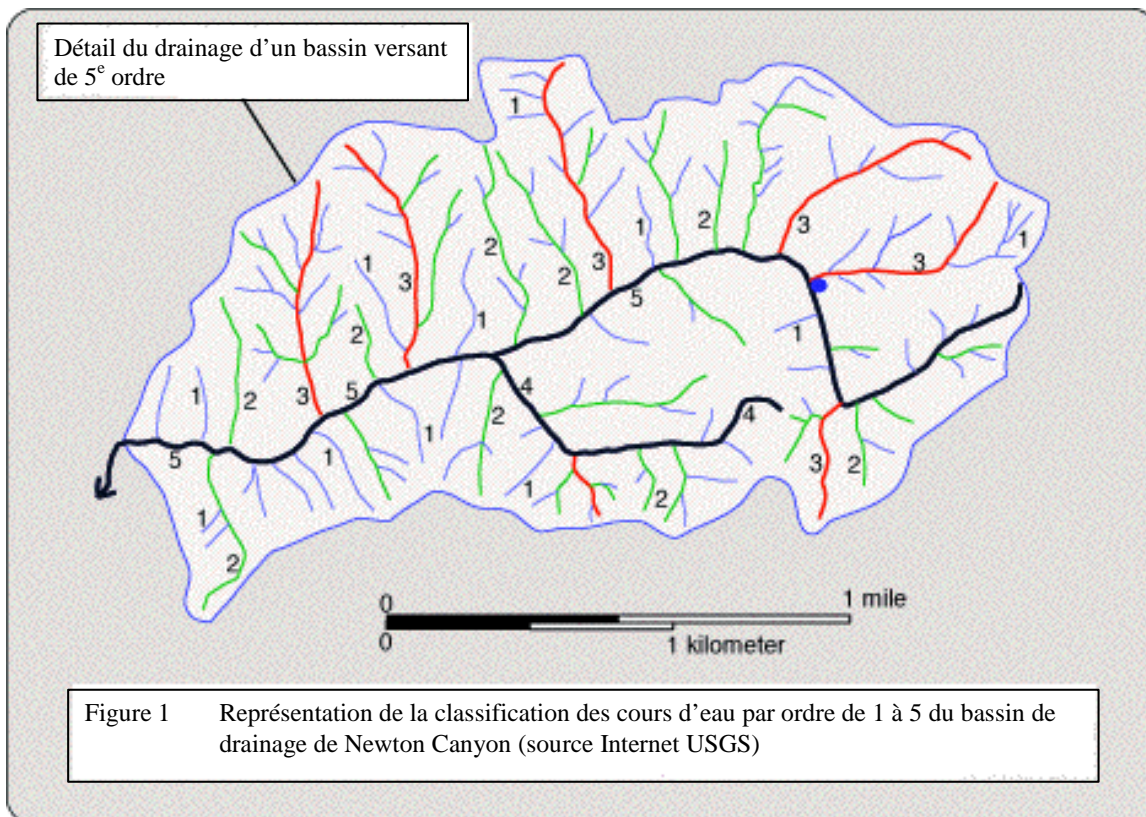
Lorsque l'étude a pour but de déterminer l'impact d'une source ponctuelle de pollution, les stations peuvent être choisies en fonction de leur proximité par rapport à cette source de pollution. Dans ce cas, la stratégie consiste à isoler l'impact imputable à la source étudiée de la concentration naturelle émanant d'autres sources distantes. Les stations sont alors sélectionnées immédiatement en amont de la source de pollution étudiée, ce qui constitue le point sans impact de l'étude (témoin), et juste en aval de la source de pollution (St-Onge, 1999).

* La longueur de la zone d'échantillonnage peut varier ou non d'un cours d'eau à l'autre. Ainsi, dans une hypothèse à longueur variable, la longueur est définie par le nombre de séquences « un rapide + une zone plus lente » que l'on a choisi de prospecter ou par le calcul de 40 ou 10 fois la largeur du cours d'eau (AFNOR, 1992; Lazorchak *et al.*, 1998). Sinon, lorsqu'une longueur unique est attribuée, c'est couramment une distance de 100 m qui est consentie (Carter et Resh, 2001).

Localisation

La sélection des stations d'étude passe par une étape de repérage sur carte où sont classés par ordre les cours d'eau de la zone géographique d'intérêt. Des bases de données régionales servent ensuite à affiner le classement des cours d'eau selon des caractères propres aux régions. Enfin, un numéro ou un code régional détermine chaque ruisseau étudié et en définit les caractéristiques. La détermination des coordonnées spatiales précises des stations (longitude et latitude) est réalisée par la suite sur le terrain à l'aide du système mondial de localisation (GPS : global positioning system) (FCSPS, 2001).

Le United States Geological Survey (USGS) a établi une classification des ruisseaux, *stream order*, basée sur la jonction des affluents ou tributaires (Horton, 1945). Cette classification s'est révélée utilisable comme indicateur de la taille et du débit des ruisseaux ainsi que de la surface drainée (Strahler, 1957). Concrètement, sur une carte topographique indiquant les ruisseaux intermittents et pérennes d'un bassin, le plus petit des ruisseaux sans tributaire est considéré comme de 1^{er} ordre. Ensuite, lorsque deux ruisseaux de 1^{er} ordre se rencontrent, le segment qui en résulte est désigné par le chiffre 2 et ainsi de suite. La principale difficulté dans la détermination de l'ordre des ruisseaux est de décider quels sont les ruisseaux qui constitueront le premier ordre. Leopold *et al.* (1964) ont défini comme 1^{er} ordre les plus petits ruisseaux sans tributaires apparaissant sur une carte topographique dont l'échelle est de 1 : 24 000 (figure 1).



DESCRIPTION DES HABITATS

L'habitat dans l'inventaire biologique

Le potentiel biologique est limité par la qualité de l'habitat physique formant la trame sur laquelle les communautés biologiques se développent (Southwood, 1977). Le peuplement d'un secteur de cours d'eau dépend d'abord des capacités naturelles du site, puis des détériorations de la qualité de l'eau et du substrat (Genin *et al.*, 1997).

Qu'ils soient naturels ou humains, les facteurs limitatifs existent, et ils interviennent à différentes échelles spatiales allant du bassin versant à la plus petite portion de ruisseau (Fitzpatrick *et al.*, 1998). Par exemple, la distribution des espèces de poissons dans une section spécifique d'un cours d'eau varie selon le climat (Tonn, 1990), le gradient du cours d'eau (Sheldon, 1968) ou encore la taille des particules du substrat (Hynes, 1975). Pour toutes ces raisons, les méthodes d'inventaire prennent généralement en considération non seulement les caractéristiques du substrat du cours d'eau, mais aussi les particularités du bassin versant où se déroule l'étude.

Méthodes d'inventaire

Généralement, l'inventaire des habitats d'une station se déroule en trois étapes : la première étape est caractérisée par un travail bibliographique et cartographique. La documentation ainsi regroupée permet d'établir les contextes géologique et humain dans lesquels est située la station prospectée. La deuxième étape consiste à mesurer des paramètres physico-chimiques propres à la station. La dernière étape consiste à effectuer des relevés de mesures et à évaluer certaines variables caractérisant la capacité physique du site à accueillir la macrofaune (tableau 1). C'est à cette étape que des scores de 1 à 10 ou de 1 à 20, selon les paramètres, sont attribués pour évaluer le potentiel d'hospitalité de l'habitat.

La littérature scientifique fait état de deux méthodologies de terrain qui sont utilisées par les investigateurs d'études biologiques. Suivant le degré de précision souhaité, le temps disponible et le budget alloué à l'inventaire, on peut choisir l'une ou l'autre des deux méthodes. La première, qui est, selon ses auteurs, la plus rapide avec une trentaine de minutes allouées par station pour un opérateur, est basée sur une approche qualitative de l'inventaire. Dans ce cas, une place importante est réservée aux estimations visuelles, et c'est à partir de ces observations que sont directement attribués les scores. La seconde méthode est quantitative, car elle laisse beaucoup plus de place aux mesures qu'aux estimations visuelles. Les scores ne sont plus attribués sur le terrain, mais plutôt à la suite d'une analyse postérieure des éléments mesurés et des estimations faites sur le terrain.

Tableau 1 Principales variables prises en compte pour les habitats lors des inventaires visuels rapides effectués sur le terrain

Catégories	Variables	Description
Substrat	Substrat colonisable par l'épifaune	Inclut la variété et la quantité relative de structures naturelles procurant un refuge à la macrofaune
	Isolement	Fait référence à la proportion de la circonférence des refuges en contact avec des sédiments fins
	Ensablement	Proportion des refuges ensablés
	Nature du substrat	Inclut la nature et la diversité des composantes du substrat
Hydrologie	Débit	Mesure du débit
	Régimes débit/profondeur	Estimation du nombre de régimes D/P qui participent à la diversité du milieu
	Régimes largeur/profondeur	Estimation du nombre de régimes L/P qui participent à la diversité du milieu
Chenal	Fréquence des rapides	Mesure de l'hétérogénéité du ruisseau
	Niveau des eaux	Degré de remplissage du chenal par les eaux
	Sédimentation	Estimation de l'accumulation des sédiments (bancs de sables, îles, etc.)
	Altération artificielle	Mesure à grande échelle des modifications artificielles de la forme du chenal du cours d'eau
	Sinuosité	Estimation de l'influence des méandres sur la longueur linéaire du cours d'eau
Berges	Protection végétale sur berges	Mesure relative de la longueur de berges recouvertes par une végétation indigène
	Largeur de la bande de végétation sur berges	Mesure de la largeur de la bande végétale qui recouvre les berges
	Stabilité des berges	Estimation du pourcentage de berges érodées

Inventaire qualitatif

RBP II (Barbour *et al.*, 1999)

L'inventaire des habitats proposé par Barbour *et al.* (1999) dans RBP II est divisé en trois parties distinctes. L'inventaire progresse ainsi du plus général vers une évaluation visuelle assez précise des qualités biotiques du lit du ruisseau. Premièrement, l'investigateur procède à une description générale des caractéristiques physiques et de la qualité de l'eau du site. Pour cela, il doit constituer un dossier comprenant de la documentation générale sur les activités dominantes du bassin versant, une description de l'origine et du type de cours d'eau étudié ainsi qu'un résumé de la végétation riveraine qui s'y trouve. Deuxièmement, il doit noter la largeur et la profondeur du ruisseau ainsi que le niveau de l'eau et la nature du substrat. Un contrôle de la qualité de l'eau est effectué en mesurant *in situ*, à des endroits stratégiques de la zone étudiée, les paramètres standards comme la température, la turbidité, la quantité d'oxygène dissous, le pH et la conductivité. Ces mesures sont effectuées à une ou deux reprises aux endroits les plus caractéristiques du lit du ruisseau. La troisième partie de l'inventaire est une évaluation visuelle des capacités du cours d'eau à accueillir les organismes aquatiques. L'inventaire visuel du lit du cours d'eau est réalisé pour 10 paramètres propres à l'une des deux catégories de gradient qui caractérisent le système : fort ou faible gradient. Sur tout le tronçon à échantillonner, tous les paramètres sont notés en fonction de l'un des quatre états d'habitabilité : optimal, sous optimal, limite, pauvre.

Inventaire quantitatif

EMAP-SW (Peck *et al.*, 2001)

Le schéma général est conservé. Ainsi, on retrouve la division en trois parties, à savoir la première à caractère plutôt bibliographique et général (identique quelle que soit l'approche), la seconde, davantage axée sur le terrain avec les mesures des paramètres physico-chimiques, et la troisième, caractérisée par des observations qualitatives. Le protocole de terrain développé pour EMAP emploie un découpage spatial systématique et aléatoire de l'aire d'étude afin de favoriser l'objectivité dans le choix des sites où seront effectuées les mesures. Les mesures sont prises à des emplacements définis de la station qui sont répartis systématiquement à intervalles réguliers, calculés selon une règle de proportionnalité relative à la largeur du cours d'eau. Les auteurs indiquent que la durée des opérations sur le terrain pour inventorier les caractéristiques physiques de l'habitat varie de 3,5 à 4,5 heures, selon l'accessibilité et la diversité du site.

Plus précisément, la zone étudiée est divisée en 10 parties égales par 11 transects. Chacune des 10 parties est elle-même découpée en 10 à 15 intervalles égaux. La profondeur maximum, le type de sédiment et la qualité de l'habitat pour la macrofaune de chacun des transects et pour chacun des intervalles (100 à 150 relevés) sont notés. La largeur du lit est mesurée sur les transects et à mi-distance de deux transects successifs (21 mesures). Pour les 10 zones délimitées par les transects, les débris de bois sont mesurés et les résultats, consignés. Les caractéristiques du chenal et de la végétation sont détaillées pour chaque transect. Ainsi, à 11 reprises, la largeur, la sinuosité et le gradient du chenal, la hauteur et l'inclinaison des berges ainsi que la densité de la couverture végétale terrestre sont mesurés. L'observation qualitative est répétée 11 fois. Elle se

rapporte à la nature du substrat, à la qualité de la végétation et à la qualité de l'habitat pour la macrofaune (poissons et macroinvertébrés). Enfin, le débit est mesuré de 10 à 15 fois entre deux transects représentatifs de la station.

Inventaire semi-quantitatif

Rapid Bioassessment of Victoria Streams (Tiller et Metzeling, 1998)

Ce type de procédure constitue un compromis entre les deux approches précédentes. Ainsi, sur trois transects, l'investigateur observe essentiellement les variables relatives à l'habitat en leur attribuant un score directement sur le terrain.

N. B. – Le Florida Department of Environmental Protection a publié en 2002 une version plus synthétique de cet inventaire : l'*Aquatic Habitat Characterization*. Dans ce protocole, un nombre limité de relevés est réalisé sur un seul transect caractéristique du milieu, et ce, indépendamment du gradient de la station.

Conclusion

L'utilisation d'une approche quantitative des habitats permet d'atteindre une précision importante quant aux variables qui les composent. De plus, le découpage en transects qui constitue la trame de la méthode donne un caractère reproductible à l'inventaire. Par contre, le surcroît de précision entraîne une augmentation considérable du temps consacré aux inventaires quantitatifs. Ainsi, selon leurs auteurs, ils nécessitent entre 3,5 et 4,5 heures par station pour deux techniciens. Une fois de plus, c'est le type d'étude et le budget disponible, en termes de temps et de coût, qui sont les éléments déterminants. Ainsi, il semblerait plus intéressant d'utiliser l'approche qualitative de l'inventaire des habitats pour des problématiques étendues et réserver la possibilité d'une approche plus quantitative pour des cas plus pointus et ponctuels.

N. B. – Il est important de noter que l'approche qualitative, à cause de l'importance du facteur humain, nécessite que les observations soient faites par du personnel expérimenté (FL-DEP, 2002).

ÉCHANTILLONNAGE

Approche monohabitat ou multihabitat?

Le lit des systèmes étudiés est constitué de multiples habitats. Afin de déterminer l'emplacement des points à échantillonner, l'investigateur aura à choisir entre deux approches différentes : l'une intégrant la diversité des habitats, l'autre pas. Les deux démarches décrites en détails permettent de choisir et d'organiser, pour l'une ou l'autre des approches, le futur plan d'échantillonnage qui sera mis en pratique sur le terrain. La première démarche désigne les points ou zones d'échantillonnage indépendamment de la nature des habitats présents dans le milieu. Elle consiste à suivre un schéma précis d'échantillonnage établi à l'avance qui a la particularité d'être le même, quel que soit le cours d'eau (Peck *et al.*, 2001; Tiller *et al.*, 1998). La seconde démarche, notamment utilisée dans RBP II de Barbour *et al.* (1999) et l'IBGN, se base sur la nature du substrat et la diversité des habitats présents dans l'aire d'étude. Ainsi, l'échantillonnage sera réparti dans les habitats les plus riches, et ce, proportionnellement à leur recouvrement relatif dans la zone étudiée. Découlant de cette seconde démarche, une approche qui n'échantillonne qu'un seul habitat a été développée par l'EPA. Cette dernière ne s'applique cependant pas à tous les types de cours d'eau. La démarche « monohabitat » s'applique aux cours d'eau majoritairement constitués de substrats graveleux (à au moins 30 %), ce qui correspond à un habitat de type « eau vive/écoulement régulier » (*riffles/runs*) (Barbour *et al.*, 1999). Dans ce cas, seul l'habitat de type « eau vive/écoulement régulier » (*riffles/runs*) est échantillonné (tableau 2).

Tableau 2 Liste récapitulative des modes d'échantillonnage préconisés dans les études utilisant les macroinvertébrés aquatiques comme indicateurs de la qualité des environnements aquatiques

Mode d'échantillonnage	Multihabitat			Monohabitat
	Invariable	Invariable	Variable	Invariable
Principe	Un nombre de coups déterminé à des points placés sur les transects indiqués sur le modèle et un nombre déterminé de coups dans les habitats les plus riches	Un nombre de coups déterminé dans 3 bandes parallèles au chenal situées l'une rive droite, l'autre rive gauche et la 3 ^e au centre du cours d'eau	Points répartis en proportion du recouvrement relatif des habitats	Un nombre de coups déterminé dans un seul habitat
Références	Peck <i>et al.</i> , 2001	Tiller <i>et al.</i> , 1998	Barbour <i>et al.</i> , 1999; AFNOR, 1992	Barbour <i>et al.</i> , 1999

Il est clair que l'utilisation de la démarche proposée par l'EPA (RBP II) permettrait de réduire considérablement le temps passé à échantillonner les stations lorsque les cours d'eau ne comportent que quelques habitats dominants. Cependant, ce gain de temps provient d'une sélection restreinte d'habitats réalisée à partir d'estimations visuelles et entraîne irrémédiablement une perte de représentativité du milieu étudié ainsi qu'une augmentation de la variabilité imputée à l'opérateur. Il est intéressant de noter que, dans ces limites d'utilisation, l'approche monohabitat de l'EPA (Barbour *et al.*, 1999) permettrait de réduire les variabilités dues à l'opérateur en limitant l'estimation visuelle de recouvrement à l'habitat dominant.

Matériel et méthodes

Description du matériel et choix de la maille

Contrairement à l'adage qui veut qu'il existe autant de type d'échantillonneurs de macroinvertébrés benthiques en systèmes lotiques que d'investigateurs (Cummins, 1962; Resh, 1979; Merritt et Cummins, 1996), on remarque aujourd'hui une certaine uniformité en ce qui a trait à ce matériel (Carter et Resh, 2001). Ainsi, les échantillonneurs de type coups de filet avec des systèmes de troubleaux ou *D-frame* sont les plus utilisés pour les inventaires rapides (Resh et Jackson, 1993). Viennent ensuite les filets fixes (*Kick-nets*) puis les substrats artificiels de type *Hester-Dendy* ou *Rock Basket*. Les quadrats (*Surber* ou *Hess*) sont moins utilisés en moyenne, mais n'en demeurent pas moins fréquemment employés en écotoxicologie (figure 2). En effet, la dimension quantitative et le faible coefficient de variation d'un échantillon à l'autre pour ce type d'outil (Hornig et Pollard, 1978) en font le matériel le plus utilisé pour mesurer l'impact des pollutions connues (Winterbourn, 1985; Voshell *et al.*, 1989; Resh et McElravy, 1993).

D-Frame

Ses dimensions sont de 0,3 m sur 0,3 m. L'ouverture est en forme de « D » et le filet est attaché autour de l'ouverture. Le filet pour capturer les animaux est de forme conique. Fixe comme un *Kick net* ou en mouvement, ce système peut être utilisé dans un grand nombre d'habitats différents. En mouvement, on prospecte par tractions successives sur une distance de 50 cm environ ou encore par mouvements de va-et-vient sur une surface équivalente.

Haveneau

Muni d'un manche, il permet la prospection des milieux lents (avec ou sans végétation) ou de profondeur importante. Le filet conique mesure 0,5 m de largeur sur 0,3 m de hauteur. Il s'emploie de la même façon que le *D-frame*.

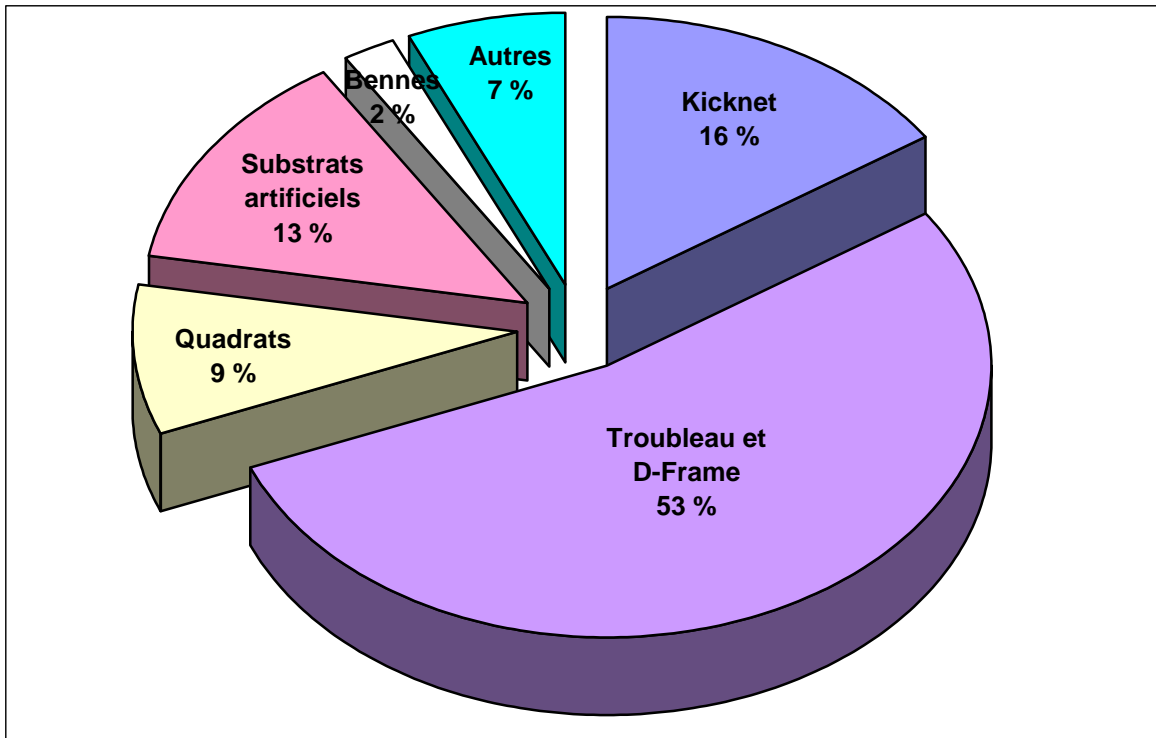


Figure 2 Utilisation du matériel d'échantillonnage en pourcentage au cours de 90 études (Carter et Resh, 2001)

Kick net

Le filet est attaché sur deux côtés et mesure 1 m sur 1 m. Le principe de fonctionnement de ce filet est similaire à celui des seines utilisées pour la pêche. L'utilisateur déloge les animaux présents dans le substrat en amont du filet. On l'utilise généralement pour échantillonner en substrat graveleux dans un cours d'eau au débit rapide (jusqu'à 1 m d'eau quand il existe un courant suffisant pour pousser les organismes délogés vers le filet).

Surber

Ce matériel est constitué d'un cadre de 0,3 m sur 0,3 m placé horizontalement sur le substrat et d'un filet maintenu ouvert par une structure verticale de 0,3 m de hauteur. L'opérateur déloge les organismes présents dans l'aire déterminée par le cadre et qui se retrouvent dans le filet conique. Il est surtout utilisé dans les eaux peu profondes, de quelques centimètres à 30 centimètres.

Hess

Le principe de fonctionnement de cet appareil est le même que celui du *Surber*. Le cadre est ici un cercle métallique de 0,5 m de diamètre et le filet ouvert aux deux extrémités est vertical. On utilise cette version jusqu'à des profondeurs avoisinant 50 cm.

Bennes

De type *Ekman*, utilisées pour les sédiments meubles, ou *Petite Ponar*, pour les sédiments durs, les *bennes* sont préconisées pour l'échantillonnage de systèmes profonds de type lac. Ce matériel coûteux nécessite beaucoup plus de manutention que les autres outils décrits précédemment, et cela, tant pour ce qui est du prélèvement des échantillons que du tri des organismes. Pour ces raisons, les *bennes* ne sont pas préconisées pour l'inventaire rapide des macroinvertébrés benthiques.

Substrats artificiels (*Hester-Dendy* et *Rock Basket*)

Les substrats artificiels sont peu utilisés dans les inventaires rapides, car ils nécessitent que l'opérateur retourne une deuxième fois sur le terrain. De plus, le délai de colonisation du substrat par les organismes est important (plusieurs semaines). Par contre, ces substrats offrent des solutions pour les milieux où le prélèvement est difficile et permettent la reproductibilité des échantillonnages en limitant l'influence liée au facteur humain.

Une telle approche, intégrée à une démarche d'échantillonnage planifiée, permet de limiter considérablement la manutention sur le terrain. Cela signifie donc un plus grand nombre de stations traitées par jour pour un nombre limité d'opérateurs.

Choix des mailles

Le diamètre des mailles d'un filet correspond à la taille du plus petit organisme pouvant être piégé. La maille la plus commune pour recueillir les invertébrés aquatiques se situe entre 500 et 600 μm (Carter et Resh, 2001) (figure 3). L'échelle de diamètre des mailles des filets s'étend de 100 à plus de 1 000 μm . Ces choix extrêmes correspondent à des situations souvent très particulières et ne se justifient pas dans la grande majorité des études. En effet, l'utilisation de mailles très fines entraîne, d'une part, la capture d'animaux très petits comme ceux qui en sont aux premiers stades larvaires ou comme les microcrustacés (Slack *et al.*, 1991) qui sont difficiles à identifier, même pour des biologistes spécialisés. Ces animalcules sont le plus souvent répertoriés à des niveaux trop hauts pour être réellement utilisés pour déterminer la qualité d'un cours d'eau (Carter et Resh, 2001). D'autre part, en piégeant des débris minuscules, un maillage fin augmente considérablement le temps nécessaire au tri. Certains utilisateurs de maillages fins comme Chessman (1995) tentent de compenser le temps supplémentaire consacré au tri et à l'identification en pratiquant le sous-échantillonnage et en limitant le niveau d'identification.

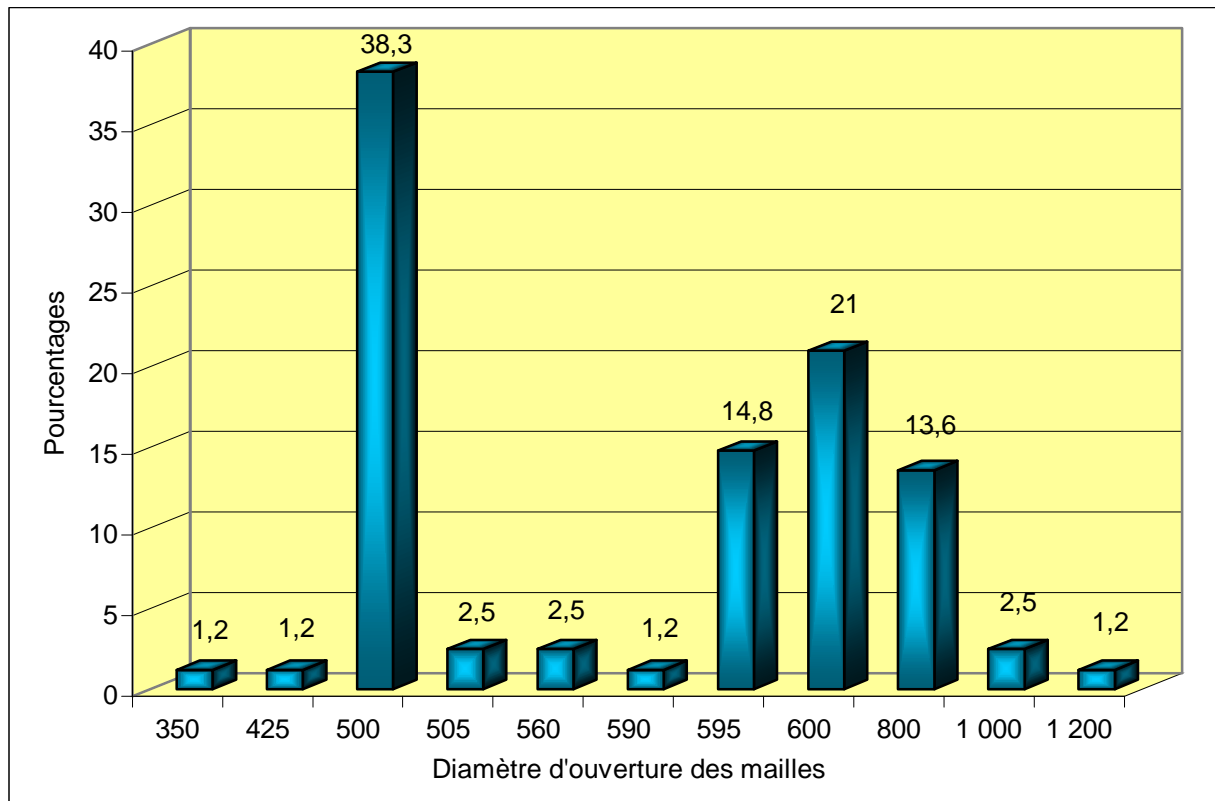


Figure 3 Diamètres d'ouverture et pourcentage d'utilisation des mailles employées dans 81 études réalisées aux États-Unis (Carter et Resh, 2001)

On peut légitimement se poser la question suivante : « Pourquoi chercher à recueillir des animaux de très petite taille dont, bien souvent, le stade larvaire très précoce ne permet pas une identification assez poussée pour fournir des informations supplémentaires à l'étude? » Cette question trouve réponse dans les études dites quantitatives strictes où l'on cherche à établir la liste exhaustive des macroinvertébrés que l'on peut trouver dans un milieu particulier par unité de surface et que l'on pousse le niveau d'identification au genre et même à l'espèce. Dans les autres cas, il semblerait intéressant de pousser plus avant le travail de Chessman, qui avait choisi de réduire le temps total consacré aux observations en ayant des individus plus gros ou des stades larvaires plus avancés grâce à l'utilisation des mailles communes (500 – 600 µm).

Les procédures

Procédure monohabitat RBP II (Barbour *et al.*, 1999)

Selon les auteurs, cette procédure est utilisable dans les cours d'eau possédant un substrat principalement de type graveleux formant de petits rapides. Dans une zone de 100 m de long, un échantillon composite est prélevé dans des petits rapides à l'hydrologie différente. Une surface totale minimum de 2 m² est préconisée par cette méthode. L'échantillonnage se déroule à contre courant, du point le plus aval vers le point le plus amont. Un à trois coups de filet de 1 m de largeur ou *kick-net* (ouverture de maille 500 µm) sont réalisés dans les milieux choisis. Le filet est maintenu en place par un premier opérateur et un second déloge du pied ou des mains les organismes sur une surface de 1 m² située en amont du filet. Les échantillons récoltés sont regroupés et fixés dans de l'éthanol à 95 %. Le contrôle de la qualité est assuré en renouvelant 10 % de l'échantillonnage.

Procédure multihabitat RPB II (Barbour *et al.*, 1999)

Cette méthode basée sur un schéma multihabitat vise à échantillonner les habitats dominants en fonction de leur représentativité relative dans la zone d'étude. Les macroinvertébrés benthiques sont prélevés systématiquement dans la zone d'étude à l'aide d'un filet *D-Frame* (ouverture de maille 500 µm). Un total de 20 coups de filets sont répartis dans les habitats dominants, ce qui représente approximativement une surface de 3,1 m². Par exemple, dans une zone recouverte à 50 % de souches, 10 coups de filet y sont effectués. L'échantillonnage débute au point situé le plus en aval de la zone d'étude. L'opérateur remonte alors le cours d'eau pour effectuer les coups de filets. Chaque coup de filet est effectué sur une distance de 50 cm. Les échantillons prélevés sont regroupés et fixés dans de l'éthanol à 95 %. Le contrôle de la qualité est assuré en renouvelant 10 % de l'échantillonnage.

Procédure multihabitat IBGN (AFNOR, 1992)

L'échantillonneur est équipé d'un filet (vide de maille 500 µm) de type *Surber* pour les faciès lotiques et de type *Haveneau* pour les faciès lentiques. On effectue huit prélèvements par station en recherchant une représentativité maximum par échantillonnage de tous les types d'habitats présents. Ceux-ci sont caractérisés par un couple substrat-vitesse. Le choix des habitats est réalisé selon un tableau d'échantillonnage défini par la norme et permettant de prélever les substrats par ordre d'hospitalité décroissante pour la faune. Lorsqu'une station présente moins de huit habitats différents, le nombre de prélèvements est complété à huit en échantillonnant le ou les substrats dominants dans une classe de vitesse différente de celle déjà effectuée. Les dimensions des appareils utilisés diffèrent quelque peu pour cette méthode française. Le *Surber* et le *Haveneau* utilisés ici ont une ouverture de 25 cm de largeur sur 20 cm de hauteur. Ces dimensions réduites par rapport aux filets américains permettent de réduire la surface échantillonnée à 0,4 m² pour le *Surber* et à 1 m² pour le *Haveneau* de l'IBGN. Les échantillons sont fixés à l'aide d'une solution de formol à une concentration finale de 10 %.

Procédure multihabitat RBVS (Tiller et Metzeling, 1998)

La méthode rapide d'inventaire implique la collecte d'échantillons « benthiques » dans le lit du cours d'eau et « littoraux » sur le bord des berges. Les échantillons benthiques sont prélevés dans les zones peu profondes d'eau courante. L'opérateur déloge les animaux en fouillant vigoureusement le lit du ruisseau pendant que le filet (ouverture de maille 250 µm) est maintenu en aval. Cette opération est conduite sur 10 mètres. Les échantillons littoraux sont prélevés par traction du même type de filet sur 10 mètres le long des berges. Le tri des animaux est réalisé sur le terrain puis les organismes prélevés sont préservés dans une solution d'éthanol à 80 %. Pour le contrôle de la qualité, 5 % des résidus du tri sont conservés.

Procédure multihabitat EMAP-SW (Peck *et al.*, 2001)

Le prélèvement d'échantillons est réalisée en un point situé sur chacun des 11 transects (échantillons non ciblés) et dans des habitats de type « eau vive/écoulement régulier » (*riffles/runs*) (échantillons ciblés) localisés dans l'aire d'étude. Les organismes benthiques sont prélevés en même temps que le périphyton. Pour la partie non ciblée des échantillons, on regroupe les organismes prélevés dans un seul ensemble. Pour la partie ciblée, on répartit les échantillons recueillis par habitat.

- Échantillonnage non ciblé

Un coup de filet est réalisé pour chacun des 11 transects en un point assigné à l'aide d'un filet de type *D-Frame* modifié (ouverture de maille 500 µm). Pour chaque coup de filet, l'opérateur tire le *D-Frame* sur 30 cm pour couvrir une surface de 0,09 m² en 30 secondes.

- Échantillonnage ciblé

Huit coups de filets sont effectués à l'aide d'un filet de type *D-Frame* modifié (ouverture de maille 500 µm) dans les habitats de type « eau vive/écoulement régulier » (*riffles/runs*) sélectionnés. Pour chaque coup de filet, l'opérateur tire le *D-Frame* sur 30 cm pour couvrir une surface de 0,09 m² en 30 secondes. Si la surface totale de la zone de rapide est inférieure à 0,72 m² (8 fois 0,09 m²), la partie ciblée de l'échantillonnage est abandonnée. Les différents échantillons sont conservés dans une solution finale d'éthanol à 70 %.

Procédure d'échantillonnage qualitative multihabitat (Cuffney *et al.*, 1993)

L'objectif de la procédure « multihabitat qualitative (QMH) » est d'obtenir la liste exhaustive des taxons d'invertébrés présents dans la zone échantillonnée dans un délai imparti, généralement une heure. Le principal outil utilisé est le *D-Frame* équipé d'un filet d'ouverture de maille de 210 µm. L'échantillonnage QMH englobe tous les types d'habitats possibles dans lesquels le même effort de collecte est appliqué. Couramment, l'heure attribuée à l'échantillonnage est divisée également entre tous les habitats de la zone étudiée. Le prélèvement au filet *D-Frame* est complété par une collecte visuelle suivie d'une collecte effectuée à l'aide d'une seine de 3,2 mm d'ouverture de maille pour capturer les invertébrés les plus mobiles. La collecte visuelle consiste à déplacer manuellement les rochers, les gros débris organiques, les souches et autres substrats,

puis à localiser et à capturer les organismes présents. Les échantillons sont regroupés, rincés, triés puis fixés dans une solution de formol à 10 %.

Procédure d'échantillonnage semi-quantitative multihabitat ciblé
(Cuffney *et al.*, 1993)

L'objectif de l'« échantillonnage semi-quantitatif multihabitat ciblé » est d'obtenir un échantillon représentatif des communautés d'invertébrés benthiques provenant de deux types d'habitats :

- l'habitat considéré comme le plus riche en communautés d'invertébrés benthiques (habituellement les zones à fort courant et les petits rapides);
- l'habitat le plus riche en dépôt de matière organique (bassin, zone calme).

Cette procédure semi-quantitative permet de caractériser la structure des communautés d'invertébrés en terme d'abondance relative de chaque taxon plutôt que de densité absolue.

Conclusion

Pour atteindre des objectifs de simplification et de réduction des coûts, des modifications des méthodes d'échantillonnages des MIB sont présentement en cours. Resh et McElravy (1993) décrivent une évolution majeure par rapport à l'approche traditionnelle d'étude des MIB pour estimer les effets des pollutions : les approches actuelles tendent vers une diminution du nombre de répétition des échantillons. Parallèlement, l'utilisation d'échantillons composites qui caractérisait 10 % des études portant sur les MIB en 1993 (Resh et McElravy, 1993) représentait, en 2001, près de 75 % des études (Carter et Resh, 2001). Ces approches évolutives sont très intéressantes, car si l'on a perdu la possibilité de mesurer la variabilité intra-site qui était assurée par la pratique de répétition d'échantillon, on a augmenté la représentativité de l'échantillon en augmentant son volume. L'évolution semble donc positive, car elle permet de s'affranchir d'une analyse de variabilité intra-site basée sur la collecte de données qu'Hurlbert en 1984 considérait comme des pseudo-répétitions. Par ailleurs, il en découle une augmentation de la surface échantillonnée. Pour réduire l'importance de cet inconvénient, l'investigateur pourra utiliser les méthodes rapides d'échantillonnage et de sous-échantillonnage.

TRI, SOUS-ÉCHANTILLONNAGE ET DÉTERMINATION

Dans les études basées sur les macroinvertébrés, le sous-échantillonnage et le tri permettent, d'une part, de réduire les efforts requis pour l'identification des organismes et, d'autre part, d'évaluer correctement le temps qui doit y être consacré (Barbour et Gerritsen, 1996). Bien qu'elles ne fassent pas l'unanimité dans la communauté scientifique, ces pratiques sont utilisées dans la majorité des inventaires actuels. Il apparaît qu'en une quinzaine d'années l'utilisation du tri sélectif et du sous-échantillonnage a permis de compenser l'augmentation des surfaces échantillonnées (Resh *et al.*, 1985). Le tri, tout comme le sous-échantillonnage, peut s'effectuer sur le terrain ou en laboratoire. Dans les deux cas, le tri se caractérise par son degré de sélectivité. En effet, dans les cas les plus simples, le tri des échantillons consiste à débarrasser les invertébrés échantillonnés des gros débris organiques ou inorganiques et à récupérer l'ensemble des individus piégés dans l'échantillonneur. Pour les cas les plus sélectifs, le tri consiste à sélectionner un nombre déterminé d'individus parmi les animaux piégés.

Tri et sous-échantillonnage

Tri grossier (toujours sur le terrain)

Le tri grossier est réalisé sur le terrain. Il consiste à rincer les échantillons prélevés dans un filet de maille identique à celle utilisée lors de la collecte. Par la suite, les débris organiques et inorganiques de grosse taille sont inspectés et écartés. À l'étape suivante, on procède au tri non sélectif ou directement au sous-échantillonnage et même, dans certains cas, à l'identification.

Tri non sélectif de terrain BioRecon (DEP-FL, 2001)

Tous les individus sont extraits du piège. Le résultat de la collecte après le tri grossier est placé dans une cuvette. Dans une seconde cuvette à fond blanc, de petites parties aliquotes et de l'eau sont mélangés pour former un ensemble homogène de macroinvertébrés et de détritiques fins. À l'aide d'une pince ou d'une pipette, tous ou seulement quelques représentants de chaque taxon aperçu sont retirés et fixés.

*Tri non sélectif au laboratoire USGS (Moulton *et al.*, 2000)*

Après le tri grossier, tout le matériel recueilli est préservé dans le formol à 5 ou à 10 %. Les échantillons sont alors transférés sur un tamis de maille très fine pour décanter le formol puis sont transférés dans une solution d'éthanol à 70 %. Par la suite, et dans le courant des deux semaines suivantes, les échantillons, composés de débris et d'animaux, sont rincés et triés sur une maille de 4,75 mm. La partie retenue par la maille est alors triée pendant 15 minutes. La partie non retenue est fouillée pendant 1 heure et 45 minutes. Le but final est de récupérer le plus grand nombre, voire la totalité, d'individus en 2 heures.

Tri sélectif de terrain (Chessman, 1995¹; Tiller et Metzeling, 1998²)

À la suite du tri grossier, le contenu du filet est déversé dans une cuvette à fond blanc. Dans un délai imparti de 30¹ et 2 à 60² minutes, 100¹ à 200² animaux sont prélevés à l'aide d'une pince ou d'une pipette. Pour les taxons les plus communs ou les plus représentés, un nombre restreint d'individus est conservé alors qu'un effort important est consenti pour les macroinvertébrés rares de petite taille ou inconnus. À l'issue de la collecte, tous les animaux sélectionnés sont fixés dans une solution d'éthanol à 70¹ ou à 80 %².

Sous-échantillonnage de laboratoire RBP II (Barbour et al., 1999)

Cette approche est basée sur un sous-échantillonnage de 200 organismes. Cependant, sur le même principe, d'autres auteurs fixent ce nombre à 100, 300, 500 ou plus. À la suite du tri grossier, un mélange homogène des échantillons est réalisé. Le mélange est déposé sur une grille (ouverture de maille 500 µm) de 30 cm sur 36 cm (Caton, 1991) (figure 4). La grille est divisée en 30 cases de 6 cm de côté. Quatre cases sont choisies au hasard sur la grille. Le contenu des quatre cases est alors placé dans un récipient à fond blanc avec de l'eau. Après comptage du contenu des quatre cases, l'obtention de 200 organismes $\pm 20\%$ marque la fin du sous-échantillonnage. Lorsque le nombre d'animaux contenus dans les quatre cases est supérieur à la limite recherchée ($200 \pm 20\%$), leur contenu est transféré sur une seconde grille de mêmes dimensions que la première. Une case de la seconde grille est sélectionnée au hasard. Son contenu est extrait puis compté. Dans le cas où ce contenu est inférieur à la limite des 200 individus, on choisit au hasard une deuxième case sur la seconde grille. Le sous-échantillonnage est répété tant que le but recherché n'est pas atteint. Les résidus des cases où ont été extraits les $200 \pm 20\%$ organismes sont conservés dans de l'éthanol à 95 %. Les 200 organismes $\pm 20\%$ prélevés des cases de la grille sont préservés dans une fiole en verre contenant de l'éthanol à 70 %. Les *Chironomidae* sont montés sur des lames tout comme les oligochètes.

Sous-échantillonnage de terrain

Cette pratique est très peu répandue, car elle entraîne une perte inévitable de matériel biologique. Cependant, étant donné les surfaces relativement étendues des aires échantillonnées, en moyenne 1,7 m² aux États-Unis (Carter et Resh, 2001) et, par conséquent, la quantité importante de matériel prélevé, il serait intéressant d'évaluer la marge d'erreur imputable à la perte de matériel qu'entraîne le sous-échantillonnage de terrain relativement à celle inhérente au sous-échantillonnage en laboratoire. Cette interrogation apparaît d'autant plus légitime que l'échantillonnage sur le terrain permettrait de limiter de façon non négligeable la quantité de matériel de stockage et de produits de fixation souvent dangereux et nécessaires à la préservation des échantillons.

N. B. – Le tri sélectif ou le sous-échantillonnage peut être fait soit à l'oeil, c'est le cas pour la procédure BioRecon (DEP-FL, 2001) ou à l'aide d'un microscope à dissection (grossissement 10x) (RBP II, USGS).

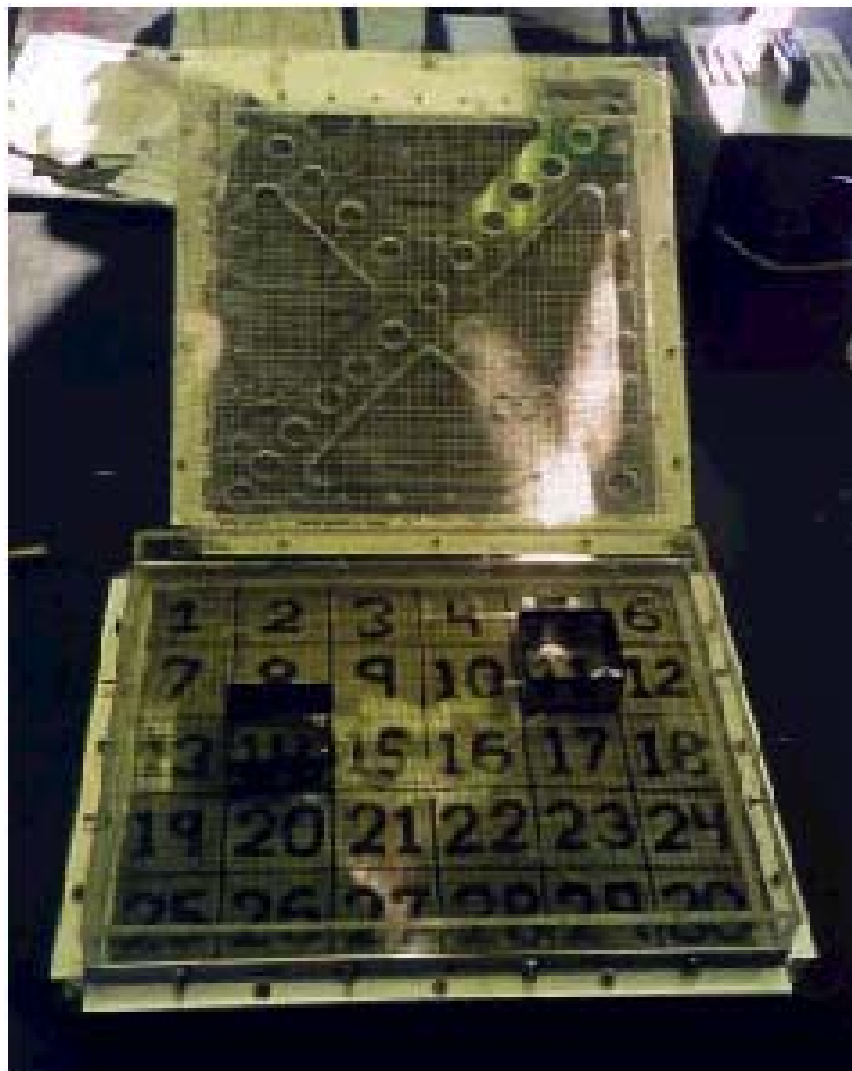


Figure 4 Vue des parties supérieure et inférieure d'un sous-échantillonneur selon le modèle proposé par Caton (1991) (Fairfax County, 2001)

Niveau d'identification

L'identification des macroinvertébrés benthiques est faite le plus souvent en laboratoire au moyen d'un microscope à dissection (grossissement 10x). Néanmoins, certains protocoles très simplifiés, comme celui proposé par le DEP de Floride (BioRecon), préconisent l'identification à l'oeil nu sur le terrain. Le niveau choisi pour identifier les organismes prélevés peut aller de la classe à l'espèce (annexe A). Selon les méthodes, un niveau identique peut être requis pour tous les taxons, ou encore certains taxons peuvent être identifiés à des niveaux taxonomiques différents.

Lorsque l'on projette de mesurer le niveau d'intégrité d'une station à l'aide de l'indicateur biologique MIB, il est important de comprendre l'influence de la résolution taxonomique sur la représentativité des échantillons (Metzeling et Miller, 2001), mais aussi sur le temps et les moyens financiers à allouer pour l'identification et l'analyse des données. Selon des études récentes, les résultats obtenus pour les MIB en fonction du niveau de résolution à la famille recouvrent, pour l'essentiel, ceux obtenus en fonction de celui de l'espèce (Furse *et al.*, 1984; Marchant, 1990; Marchant *et al.*, 1995; Wright *et al.*, 1995). Par contre, les changements subtils qui s'opèrent au niveau de la structure des communautés aquatiques nécessitent, pour qu'on les appréhendent, de recourir à l'identification à l'espèce (Furse *et al.*, 1984). En ce qui concerne les coûts imputables à l'identification des MIB, le temps et l'effort investis lors d'une résolution à l'espèce sont beaucoup plus importants et entraînent de lourdes dépenses supplémentaires (Hannaford et Resh, 1995).

Dans le cas de l'identification des MIB, la problématique joue certes un rôle important. Cependant, il existe, pour le choix du niveau de résolution, une autre donnée à prendre en considération. En effet, avant de faire son choix, il apparaît important, outre le budget, de faire un examen objectif et minutieux des atouts que nous possédons. En d'autres termes, il serait peut-être intéressant que l'investigateur réfléchisse sur le potentiel analytique de son équipe et sur le matériel dont il dispose. Par exemple, il serait inutile de prévoir d'identifier les MIB recueillis à l'espèce dans une région où il n'existerait pas de données expérimentales renseignant sur la sensibilité de ces animaux aux pollutions locales. Dans un même ordre d'idées, il apparaîtrait certainement incohérent de demander une identification à l'espèce si l'on ne dispose que d'une équipe d'analystes restreinte ou peu formée, ou encore si le délai imparti pour l'analyse des données est bref. Quoi qu'il en soit, l'investigateur devra ici, et ce, encore plus qu'à un autre niveau de l'étude, prendre en considération le facteur humain.

Outils de contrôle

La majorité des procédures d'inventaire de macroinvertébrés benthiques incluent un contrôle de la qualité à une ou plusieurs des étapes suivantes : échantillonnage, tri, sous-échantillonnage, identification. Ce contrôle passe par l'utilisation d'un personnel spécialisé, la standardisation des techniques utilisées, le calcul de critères numériques et le type de conservation du matériel biologique après traitement.

Facteur de correction (L) pour le laboratoire USGS (Moulton et al., 2000)

Dans une démarche quantitative ou semi-quantitative, ce facteur permet de rapporter le nombre d'organismes du sous-échantillon à une unité de surface échantillonnée. Deux formules donnent accès à ce facteur : la première, dans le cas d'un seul sous-échantillonnage et la seconde, lors de sous-échantillonnages successifs.

$$\begin{aligned} 1^{\text{er}} \text{ cas : } & L = W / X \\ 2^{\text{e}} \text{ cas : } & L = (W / X) \times (Y / Z) \end{aligned}$$

Avec :

- W le nombre total de cases sur la 1^{re} grille
- X le nombre de cases sélectionnées sur la 1^{re} grille
- Y le nombre total de cases sur la 2^e grille
- Z le nombre de cases sélectionnées sur la 2^e grille

Facteur de correction (F) pour le terrain USGS (Moulton et al., 2000)

Le facteur de correction de terrain a le même objectif que celui de laboratoire. La particularité du facteur de correction de terrain est qu'il est calculé à partir de volumes.

$$F = V_c / V_s$$

Avec :

- V_c le volume total de l'échantillon prélevé sur le terrain
- V_s le volume de l'échantillon prélevé pour le sous-échantillonnage

Test du sous-échantillonnage PCE (Ferraro et al., 1989)

L'objectif du test PCE, *Power-cost efficiency*, est de calculer la taille optimale du sous-échantillon pour laquelle l'augmentation des coûts due à l'effort est compensée par le plus faible nombre de répétition des échantillons théoriques nécessaires à l'obtention d'un pouvoir analytique fiable. Ce calcul fait appel au nombre de répétition d'échantillon et au coût en temps et en argent consacré à chaque alternative de sous-échantillonnage choisie.

$$PCE_i = (n \times c)_{\min} / (n_i \times c_i)$$

Avec :

- n : nombre de répétitions
- c : coûts en argent ou en temps incluant le sous-échantillonnage, le tri, l'identification et la documentation
- n_i : nombre de répétitions nécessaires pour une alternative de sous-échantillonnage i pour supprimer l'effet taille du sous-échantillonnage
- c_i : coût de l'alternative de sous-échantillonnage i
- $(n \times c)_{\min}$: valeur minimum des couples parmi tous les choix

Contrôle de la qualité du tri et du sous-échantillonnage

Ce contrôle est réalisé par une personne différente de celle qui a procédé à la vérification des étapes préalablement soumises. La règle générale consiste à reprendre 10 % des résidus du tri ou du sous-échantillonnage et à recommencer la procédure effectuée par le premier opérateur. Ensuite un coefficient d'efficacité est calculé. Si le second opérateur récupère plus de 10 % du total récupéré par le premier, alors un autre 10 % des résidus du tri ou du sous-échantillon est repris par le second opérateur. On recommence cette procédure jusqu'à se situer en dessous de la limite des 10 % (Barbour *et al.*, 1999). Sur le même principe, l'USGS pratique un contrôle de 25 % des résidus issus du tri. Le pourcentage d'efficacité est calculé comme suit :

$$Es = 100 \times (S / (R + S))$$

Avec :

- Es : le pourcentage d'efficacité
- S : le total d'organismes originellement obtenu
- R : le nombre d'organismes récupérés lors du contrôle

Pour cette version, le contrôle est arrêté lorsque l'efficacité du premier opérateur est supérieure ou égale à 80 % (Moulton *et al.*, 2000).

Contrôle de la qualité à l'identification

La démarche consiste à faire vérifier une sélection au hasard, équivalente à 10 % de tous les taxons de macroinvertébrés identifiés. Les nouveaux taxons trouvés sont alors ajoutés à la liste initiale. Le décompte du nombre d'individus par taxon est repris pour les 10 % précédemment sélectionnés. Les erreurs sont alors comptabilisées et comparées à un tableau déterminant le nombre limite d'erreurs acceptables en fonction du nombre d'individus initialement dénombrés par taxons USGS, (Moulton *et al.*, 2000) (tableau 3). Une variante proposée par Barbour *et al.* (1999) dans le RBP préconise de reprendre l'identification par un second taxonomiste de la totalité des taxons inventoriés.

Tableau 3 Performances limites utilisées par l'USGS pour l'évaluation du nombre de macroinvertébrés benthiques (Moulton *et al.*, 2000)

Décompte initial pour un taxon donné		Déviation acceptable
Limite inférieure	Limite supérieure	
1	5	0 organisme
6	15	± 1 organisme
16	35	± 2 organismes
36	55	± 3 organismes
56	85	± 4 organismes
86 +		± 5 % de l'ensemble

LES MÉTRIQUES

Définition

Une métrique est une énumération représentant une communauté caractéristique ou une combinaison de caractéristiques qui évoluent de façon prévisible en fonction des influences humaines (Fausch *et al.*, 1990; Gibson *et al.*, 1996). La majorité des métriques sont de simples agrégations de groupes taxonomiques, fonctionnels ou trophiques. D'autres sont multivariées. C'est le cas des indices biotiques qui combinent une indication de diversité sur la base des groupes taxonomiques observés avec une indication de pollution concernant des groupes taxonomiques particuliers, ce qui conduit à l'obtention d'un indice ou d'un score (Metcalf, 1989). Multivariées ou non, dans la littérature, cinq caractéristiques sont considérées comme indispensables à une métrique pour en valider l'utilisation.

Ainsi, une métrique doit :

1. être représentative de la communauté étudiée;
2. être sensible aux stress;
3. avoir une faible variabilité naturelle, mais une forte réponse aux stress;
4. être mesurable à l'aide de procédés peu destructeurs pour l'environnement;
5. posséder un bon rapport coût/efficacité (Barbour *et al.*, 1995; Fore *et al.*, 1996; Karr et Chu, 1999).

Il est possible de classer ces métriques par catégories en fonction du type d'informations qu'elles fournissent sur la richesse et la composition taxonomiques, sur la capacité de tolérance, sur l'organisation de la chaîne alimentaire et sur les stratégies adaptatives.

Catégories de métriques

Richesse taxonomique

La richesse taxonomique, ou nombre de taxons distincts utilisés dans l'ensemble des indices biologiques, est établie à partir d'un niveau d'identification au genre, à la famille ou plus. Cette catégorie qui reflète la diversité d'un échantillon (Resh *et al.*, 1995) apparaît comme un bon indicateur de la capacité d'un écosystème à soutenir une variété de taxons.

Composition taxonomique

C'est le pourcentage représenté par une classe de la population de l'échantillon. La composition, ou abondance relative, permet de dresser un tableau de l'organisation et de la contribution relative d'une population dans l'ensemble faunistique de l'échantillon. Dans cette catégorie, la notion d'abondance relative a pris le pas sur le décompte en abondance absolue. D'après Plafkin *et al.* (1989), ceci s'expliquerait par la capacité bien plus grande de l'abondance relative à

être informative même sans avoir une connaissance des interactions entre les taxons. Le principe est qu'un ensemble stable et en bonne santé serait relativement constant lors d'une représentation par proportionnalité alors que l'abondance individuelle serait variable.

Critères de tolérance et d'intolérance

Ces critères tentent à être représentatifs de la sensibilité relative à une perturbation. Ils peuvent inclure le nombre ou le pourcentage de taxons tolérants ou intolérants à une pollution. Les différents indices sont basés sur la capacité de certains animaux à être plus ou moins sensibles à un type de pollution. Ainsi, l'index HBI, *Hilsenhoff Biotic Index*, (Hilsenhoff, 1987, 1988) et le *Florida Index* (Ross et Jones, 1979) sont orientés sur la détection de la pollution organique alors que le BCI, *Biotic Condition Index*, (Wing et Mangum, 1979) est utilisé pour évaluer la sédimentation. Des coefficients de tolérance sont attribués à des animaux ou à des groupes taxonomiques d'animaux et sont listés (Barbour *et al.*, 1999) pour ensuite être utilisés dans les index comme le HBI ou le *Florida Index*. Les coefficients de tolérance/intolérance peuvent être indépendants de la taxonomie ou être spécifiquement attribués à des taxons qui sont alors considérés comme associés à un type de pollution. Ces critères apparaissent comme très difficiles à analyser. En effet, une telle approche impose, pour qu'elle soit cohérente, une identification des macroinvertébrés benthiques à un niveau très poussé comme l'espèce, sinon on s'expose par un niveau trop faible d'identification à la dilution de l'information ou à des résultats erronés. Il est à noter également qu'il existe parfois une variabilité de tolérance suivant le type de stress ou le milieu de vie de l'organisme. Ceci a pour effet d'inciter les analystes à recourir à l'espèce comme niveau d'identification et ainsi d'alourdir encore plus l'analyse des résultats.

Dans une stratégie dont la base serait une identification à l'espèce, deux indices utilisés par l'USGS permettraient d'affiner le HBI basé sur la famille et d'atteindre la finesse nécessaire à l'analyse de ces types de critères. L'index EPATOLR représente la tolérance moyenne pour tous les taxons d'un site et EPATOLA, la tolérance moyenne pour tous les taxons d'un site pondéré par l'abondance de chaque taxon.

$$\text{EPATOLR} = \frac{\sum_{i=1}^s T_i}{S} \qquad \text{EPATOLA} = \frac{\sum_{i=1}^s T_i A_i}{\sum_{i=1}^s A_i}$$

Avec :

- T_i : la valeur de tolérance du taxon i
- A_i : l'abondance du taxon i
- S : le nombre de taxons dans l'échantillon

Critères des régimes alimentaires

Ils englobent les groupes ayant les mêmes fonctions alimentaires et informent sur l'équilibre entre les différentes stratégies alimentaires (moyens d'acquisition de la nourriture et morphologie). Une perturbation due à un stress entraînera une instabilité de la dynamique alimentaire et, de surcroît, un déséquilibre dans les groupes de fonctions alimentaires. Ces critères trophiques se sont substitués aux procédés complexes comme les interactions trophiques, la production et l'accessibilité à la ressource alimentaire (Karr *et al.*, 1986; Cummins *et al.*, 1989; Plafkin *et al.*, 1989). Bien que ces animaux se révèlent être d'assez bons indicateurs (Cummins et Klug, 1979; Wallace *et al.*, 1977), la difficulté à attribuer aux individus un groupe de fonctions alimentaires a contribué à fortement limiter l'utilisation de ces métriques (Karr et Chu, 1997).

Mode de vie

Le principe est le suivant : à un type d'habitat correspond un mode de vie des macroinvertébrés benthiques. Les adaptations morphologiques des macroinvertébrés benthiques permettent de distinguer les modes de déplacement et de fixation dans un environnement aquatique (Merritt *et al.*, 1996). Les différentes catégories de modes de vie sont, par exemple, les planctoniques, les nageurs, les patineurs, les fixés et les fouisseurs. D'après Fore *et al.* (1996), ces critères seraient plus robustes que ceux liés aux régimes alimentaires.

Les indices d'intégrité biotique multimétriques (IBI)

Dans l'intention de produire des documents et des outils plus synthétiques et compréhensibles pour aider les responsables politiques dans la gestion des ressources aquatiques, un nouveau procédé d'analyse des données a été développé. Ce procédé est une étape supplémentaire dans l'intégration des données dont le premier échelon était l'indice biotique multivarié. Plus synthétiques, ces indices regroupent à la fois des métriques univariées, comme celles qui agrègent simplement les groupes taxonomiques fonctionnels ou trophiques, et des métriques multivariées (indices biotiques multivariés) (annexe B). Les indices d'intégrité biotique sont constitués de deux composants. Tout d'abord, un ensemble de critères qui transforment la valeur d'une métrique en score qui pourra alors être additionné puis une terminologie par classe (excellent, bon, faible, assez bon, très pauvre) qui reflète la valeur numérique du ratio entre la valeur de l'index atteinte dans la station étudiée et celle atteinte au site de référence (tableau 4).

Afin de sommer toutes ces métriques possédant des unités différentes, un score sans unité qui représente la valeur réelle de la métrique est attribué à chacune. La somme de toutes ces métriques permet alors d'obtenir un indice qui devrait caractériser le niveau de dégradation d'un écosystème aquatique. La principale difficulté de ce procédé provient des moyens à mettre en oeuvre pour le calibrer. Alors que l'utilisation d'un indice biologique nécessite la calibration de son résultat final par rapport à des sites de références, dans le cas des indices multimétriques, toutes les métriques doivent faire l'objet d'une calibration. Ceci est dû à la transformation de la valeur absolue de la métrique en un score dont les limites maximum et minimum auront dû être préalablement étalonnées pour tenir compte des particularités régionales.

Tableau 4 Exemple de correspondance score/ratio donné par SDS (1999)

Score IBI	Ratio	Description
80 à 100	Excellent	Équivalent au site de référence, grande diversité et équilibre entre les communautés
60 à 80	Bon	Site légèrement dégradé avec une diminution du nombre d'espèces intolérantes
40 à 60	Assez bon	Diminution marquée du nombre d'espèces intolérantes, modification de l'équilibre entre les communautés
20 à 40	Pauvre	Raréfaction ou disparition des espèces intolérantes, baisse de la diversité
0 à 20	Très pauvre	Site dégradé, domination d'un petit nombre d'espèces tolérantes

CONCLUSION

En regard du besoin croissant en information dans un contexte où les ressources sont limitées, des tendances se dégagent dans les approches employées pour déterminer l'intégrité biotique des cours d'eau en utilisant les MIB comme indicateurs biologiques. Les MIB sont prélevés essentiellement dans les milieux faciles d'accès où un seul investigateur peut opérer à pied. Lorsqu'elles ont lieu à grande échelle, les collectes font l'objet d'une approche qualitative pour l'inventaire des habitats et l'échantillonnage. L'aspect quantitatif étant quant à lui réservé aux problématiques bien ciblées et ponctuelles. La prospection des habitats pour prélever les animaux est limitée aux habitats potentiellement les plus riches, voire le plus riche. Au laboratoire, les opérateurs utilisent le plus souvent le sous-échantillonnage ou le tri non sélectif pour limiter de 100 à 500 le nombre d'animaux à identifier. La liste des MIB à identifier est généralement restreinte à quelques groupes et la résolution de l'identification se déplace de l'espèce au genre et à la famille.

Par ailleurs, l'analyse des données s'étoffe et s'effectue à l'aide d'indices d'intégrité biotique multimétriques de plus en plus complexes. Le traitement des données environnementales par l'informatique permet en effet d'inclure aux indices multimétriques des données physico-chimiques comme la largeur du cours d'eau, la profondeur moyenne, le substrat moyen, l'altitude, la distance à la source, la pente, l'échelle de variation de la température de l'air, la température moyenne de l'air, l'azote oxydé, l'alcalinité et les chlorures. Les modèles ainsi élaborés, comme le RIVPACS (*River Invertebrate Prediction and Classification Scheme*) de Wright *et al.* (1988), servent d'ores et déjà et permettent de prédire la faune théorique attendue pour un site tout en accélérant le traitement des données.

L'utilisation des méthodes rapides et simplifiées pour le terrain et le laboratoire alliée à un resserrement du nombre des métriques semble être la façon la plus évidente de réduire les coûts de réalisation des études d'intégrité biotique basées sur les MIB. De plus, cette démarche apparaît tout à fait compatible avec l'élaboration d'un modèle prédictif qui représente dans tous les cas le mode le plus prometteur d'utilisation des indicateurs biologiques.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

AFNOR, 1992. *Détermination de l'indice biologique global normalisé (IBGN)*, Association française de normalisation, 9 p.

BARBOUR, M. T. et J. GERRITSEN, 1996. "Subsampling of benthic samples: A defense of fixed-count method", *Journal of the North American Benthological Society*, vol. 15, n° 3, p. 386-391.

BARBOUR, M. T., J. GERRITSEN, B. D. SNYDER et J. B. STRIBLING, 1999. *Rapid bioassessment protocols for use in streams and wadeable rivers: periphyton, benthic macroinvertebrates and fish*, 2^e éd., U.S. Environmental Protection Agency, Office of Water, Washington, D.C., EPA 841-B-99-002.

BARBOUR, M. T., J. B. STRIBLING et J. R. KARR, 1995. "Multimetric approach for establishing biocriteria and measuring biological condition", p. 63-77, dans Davis, W. S. et T. P. Simon (éd.), *Biological assessment and criteria: tools for water resource planning and decision making*, Boca Raton, Floride, Lewis Publishers.

BRADLEY, D. C. et S. J. ORMEROD, 2001. "Community persistence among stream invertebrates tracks the North Atlantic Oscillation", *Journal of Animal Ecology*, vol. 7, p. 987-996.

CARTER, J. L. et V. H. RESH, 2001. "After site selection and before data analysis: sampling, sorting, and laboratory procedures used in stream benthic macroinvertebrate monitoring programs by USA agencies", *Journal of North American Benthology Society*, vol. 20, n° 4, p. 658-682.

CATON, L. W., 1991. "Improving subsampling methods for the EPA "Rapid Bioassessment" benthic protocols", *Bulletin of North American Benthological Society*, vol. 8, n° 3, p. 317-319.

CHESSMAN, B. C., 1995. "Rapid assessment of rivers using macroinvertebrates: A procedure based on habitat-specific sampling, family level identification and a biotic index", *Australian Journal of Ecology*, vol. 20, p. 122-129.

COOK, S. E. K., 1976. "Quest for an index of community structure sensitive to water pollution", *Environmental Pollution*, vol. 11, p. 269-288.

CUFFNEY, T., 2001. *Invertebrate status index*, USGS, Raleigh, NC, 22 p., [<http://water.usgs.gov/nawqa/sumr/bioind/invertebrates.pdf>].

CUFFNEY, T. F., M. E. GURTZ et M. R. MEADOR, 1993. *Methods for collecting benthic invertebrate samples as part of the National Water-Quality Assessment Program*, US Geological Survey Open-File, Report 93-406, 66 p.

CUMMINS, K. W., 1962. “An evaluation of some techniques for the collection and analysis of benthic samples with special emphasis on lotic waters”, *American Midland Naturalist*, vol. 67, p. 477-504.

CUMMINS, K. W. et M. J. KLUG, 1979. “Feeding ecology of stream invertebrates”, *Annual review of ecology and systematics*, vol. 10, p. 147-172.

CUMMINS, K. W., M. A. WILZBACH, D. M. GATES, J. B. PERRY et W. B. TALIAFERRO, 1989. “Shredders and riparian vegetation”, *Bioscience*, vol. 39, n° 1, p. 24-30.

EPA (MAIA), 8 septembre 2003. “Mid-Atlantic Highlands Streams Assessment”, dans le site de l’U.S. Environmental Protection Agency, Mid-Atlantic Integrated Assessment, [En ligne]. <http://www.epa.gov/maia/html/maha-ec3.html#aquatic> (page consultée le 15 décembre 2003).

FAIRFAX COUNTY, 2001. *Appendices: Baseline study, Stream protection strategy (F.C.S.P.S.)*, Storm water management branch, Storm water planning division, Department of public works and environmental services, [http://www.co.fairfax.va.us/gov/DPWES/environmental/SPS_pdf.htm].

FAUSCH, K. D., J. LYONS, J. R. KARR et P. L. ANGEMEIER, 1990. “Fish communities as indicators of environmental degradation”, p. 123-144, dans Adams, S. M. (éd.), *Biological indicators of stress in fish*, American Fisheries Society Symposium 8, Bethesda, Maryland.

FERRARO, S. P., F. A. COLE, W. A. DEBEN et R. C. SWARTZ, 1989. “Power-cost efficiency of eight macrobenthic sampling schemes in Puget Sound, Washington USA”, *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, vol. 46, p. 2157-2165.

FITZPATRICK, F. A., I. R. WAITE, P. J. D’ARCONTE, M. R. MEADOR, M. A. MAUPIN et M. E. GURTZ, 1998. *Revised methods for characterizing stream habitat in the National Water-Quality Assessment Program*, U.S. Geological Survey, Water-Resources Investigations Report 98-4052.

FLORIDA DEPARTMENT OF ENVIRONMENTAL PROTECTION (FL DEP), 2002. *Standard operating procedures for biological assessment*, Florida Department of Environmental Protection, Biology Section.

FORE, L. S., J. R. KARR et R. W. WISSEMAN, 1996. “Assessing invertebrate responses to human activities: Evaluating alternative approaches”, *Journal of the North American Benthological Society*, vol. 15, n° 2, p. 212-231.

FRIEDRICH, G., D. CHAPMAN et A. BEIM, 1992. “The use of biological material”, p. 171-238, dans Chapman, D. (éd.), *Water quality assessment : a guide to the use of biota, sediments and water in environmental monitoring*, Chapman & Hall, Melbourne.

FURSE, M. T. D., D. MOSS, J. F. WRIGHT et P. D. ARMITAGE, 1984. "The influence of seasonal taxonomic factors on the ordination and prediction of their macro-invertebrate communities", *Freshwater Biology*, vol. 14, p. 257-280.

GENIN, B., C. CHAUVIN et F. MÉNARD, 1997. *Cours d'eau et indices biologiques – Pollutions – Méthodes*, IBGN. ENESAD – CNERTA (éd.), ISBN 2-11-090285-X, 202 p.

GIBSON, G. R., M. T. BARBOUR, I. B. STRIBLING, J. GERRITSEN et J. R. KARR, 1996. *Biological criteria: Technical guidance for streams and small river (revised edition)*, U.S. Environmental Protection Agency, Office of Water, Washington D.C, EPA 822-B-96-001, 161 p.

GONG, Z., P. XIE et S. WANG, 2000. "Macrozoobenthos in 2 shallow, mesotrophic Chinese lakes with contrasting sources of primary production", *Journal of the North American Benthological Society*, vol. 19, n° 4, p. 709-724.

HANNAFORD, M. J. et V. H. RESH, 1995. "Variability of macroinvertebrate rapid-bioassessment surveys and habitat assessments in northern California stream", *Journal of North American Benthological Society*, vol. 14, p. 430-439.

HAYWARD, J. M. R., C. G. INGERSOLL, J. R. JONES et D. W. WHITES, 2001. "Influence of sediment type and exposure time on likeness of colonization tray and background macroinvertebrate assemblages", *Journal of Freshwater Ecology*, vol. 16, n° 4.

HILSENHOFF, W. L., 1988. "Rapid field assessment of organic pollution with a family level biotic index", *Journal of the North American Benthological Society*, vol. 7, n° 1, p. 65-68.

HILSENHOFF, W. L., 1987. "An improved biotic index of organic stream pollution", *Great Lakes Entomologist*, vol. 20, p. 31-39.

HORNIG, C. E. et J. E. POLLARD, 1978. *Macroinvertebrate sampling techniques for streams in semi-arid regions*, Office of Research and Development, Environmental Monitoring and Support Laboratory, US Environmental Protection Agency, Las Vegas, Nevada, EPA-600/4-78-040.

HORTON, R. E., 1945. "Erosional development of streams and their drainage basins – Hydrophysical approach to quantitative morphology", *Bulletin of the Geological Society of America*, vol. 56, p. 275-370.

HURLBERT, S. H., 1984. "Pseudoreplication and the design of ecological field experiments", *Ecological Monographs*, vol. 54, p. 187-211.

HYNES, H. B. N., 1975. "The stream and its valley", *Verhandlungen Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie*, vol. 19, p. 1-15.

KARR, J. R. et E. W. CHU, 1999. *Restoring life in running waters: Better biological monitoring*, Island Press, Washington D.C., 206 p.

KARR, J. R. et E. W. CHU, 1997. "Biological monitoring: Essential foundation for ecological risk assessment", *Human and Ecological Risk Assessment*, vol. 3, p. 933-1004.

KARR, J. R., K. D. FAUSCH, P. L. ANGERMEIER, P. R. YANT et L. J. SCHLOSSER, 1986. *Assessing biological integrity in running waters: A method and its rationale*, Special publication 5, Illinois Natural History Survey.

LAZORCHAK, J. M., D. J. KLEMM et D. V. PECK (éd.), 1998. *Environmental Monitoring and Assessment Program - Surface Water: Field Operations and Methods for Measuring the Ecological Condition of Wadeable Streams*, U.S. Environmental Protection Agency, Washington D.C., EPA/620/R-94/004F.

LEOPOLD, L. B., M. G. WOLMAN et J. P. MILLER, 1964. *Fluvial processes in geomorphology: San Francisco*, W.H. Freeman, 522 p.

MARCHANT, R., 1990. "Robustness of classification and ordination techniques applied to macroinvertebrate communities from the La Trobe River", Victoria, *Aust. J. Mar. Freshwat. Res.*, vol. 41, p. 493-504.

MARCHANT, R., 1986. "Some quantitative aspects of the life history of aquatic insects in temperate Australian rivers", p. 151-158, dans P. De Decker & W. D. Williams (éd.), CSIRO, Melbourne et W. Junk, Dordrecht, *Limnology in Australia*.

MARCHANT, R., L. A. BARMUTA et B. C. CHESSMAN, 1995. "Preliminary study of the ordination of macroinvertebrate communities from running waters in Victoria", Australia, *Aust. J. Mar. Freshwat. Res.*, vol. 45, p. 945-962.

MARGOLIS, B. E., R. L. RAESLY et D. L. SHUMWAY, 2001. "The effects of beaver-created wetlands on the benthic macroinvertebrate assemblages of two Appalachian streams", *Wetlands*, vol. 21, n° 4, p. 554-563.

MELAAS, C. L., K. D. ZIMMER, M. G. BUTLER et M. A. HANSON, 2001. "Effects of rotenone on aquatic invertebrate communities in prairie wetlands", *Hydrobiologia*, vol. 459, p. 177-186.

MERRITT, R. W. et K. W. CUMMINS (éd.), 1996. *An introduction to the aquatic insects of North America*, 3rd Edition, Dubuque, Iowa, Kendall/Hunt Publishing Company, 862 p.

MERRITT, R. W., K. W. CUMMINS et V. H. RESH, 1996. "Collecting, sampling, and rearing methods for aquatic insects", p. 12-28, dans Merritt, R. W. et K. W. Cummins (éd.), *An introduction to the aquatic insects of North America*, 3rd edition, Dubuque, Iowa, Kendall/Hunt Publishing.

METCALFE, J. L., 1989. "Biological water quality assessment of running waters based on macroinvertebrate communities: History and present status in Europe", *Environment Pollution*, vol. 60, p. 101-139.

METZELING, L. et J. MILLER, 2001. "Evaluation of the sample size used for the rapid bioassessment of rivers using macroinvertebrates", *Hydrobiologia*, vol. 444, p. 159-170.

MEYBECK, M. et R. HELMER, 1992. "An introduction to water quality", p. 1-18, dans Chapman, D., *Water quality assessment*, Chapman & Hall (éd.).

MOULTON II, S. R., J. L. CARTER, S. A. GROTHEER, T. F. CUFFNEY and T. M. SHORT, 2000. *Methods of analysis by the U.S. Geological Survey National Water Quality Laboratory – Processing, taxonomy, and quality control of benthic macroinvertebrate samples*, U.S. Geological Survey Open-File Report 00-212, 49 p.

PECK, D. V., J. M. LAZORCHAK et D. J. KLEMM, 2001. *Environmental Monitoring and Assessment Program – Surface Waters : Western Pilot Study Field Operations Manual for Wadeable Streams*, Unpublished draft, U.S. Environmental Protection Agency, Washington, D.C., 242 p. et 1 ann., [<http://www.epa.gov/emap/html/pubs/docs/groupdocs/surfwatr/field/ewwsm01.pdf>].

PELLETIER, L., 2002. *Le bassin de la rivière Saint-Maurice : les communautés benthiques et l'intégrité biotique du milieu, 1996*, Québec, ministère de l'Environnement, Direction du suivi de l'état de l'environnement, envirodoq n° ENV/2002/0291, rapport n° EA/2002-02, 85 p. et 4 ann.

PLAFKIN, J. L., M. T. BARBOUR, K. D. PORTER, S. K. GROSS et R. M. HUGHES, 1989. *Rapid bioassessment protocols for use in streams and rivers: Benthic macroinvertebrates and fish*, U.S. Environmental Protection Agency, Office of Water Regulations and Standards, Washington D.C., EPA 440-4-89-001.

PINEL-ALLOUL, B., G. MÉTHOT, L. LAPIERRE et A. WILLSIE, 1996. "Macroinvertebrate community as a biological indicator of ecological and toxicological factors in lake Saint-François (Québec)", *Environmental Pollution*, vol. 91, p. 65-87.

RESH, V. H., 1979. "Sampling variability and life history features: basis considerations in design of aquatic insect studies", *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, vol. 36, p. 290-311.

RESH, V. H. et J. K. JACKSON, 1993. "Rapid assessment approaches to biomonitoring using benthic macroinvertebrates", p. 195-233, dans Rosenberg, D. M. et V. H. Resh (éd.), *Freshwater biomonitoring and benthic macroinvertebrates*, New York, Chapman and Hall.

RESH, V. H. et E. P. MCELRAVY, 1993. "Contemporary quantitative approaches to biomonitoring using benthic macroinvertebrates", p. 159-194, dans Rosenberg, D. M. et V. H. Resh (éd.), *Freshwater biomonitoring and benthic macroinvertebrates*, New York, Chapman and Hall.

RESH, V. H., D. M. ROSENBERG et J. W. FEMINELLA, 1985. "The processing of benthic samples: responses to the 1983 NABS questionnaire", *Bulletin of the North American Benthological Society*, vol. 5, p. 5-11.

RESH, V. H., R. H. NORRIS et M. T. BARBOUR, 1995. "Design and implementation of rapid assessment approaches for water resource monitoring using benthic macroinvertebrates", *Australian Journal of Ecology*, vol. 20, p. 108-121.

ROSS, L. T. et D. A. JONES (éd.), 1979. *Biological aspects of water quality in Florida*, Technical Series, Volume 4, n° 3, Florida Department of Environmental Regulation, Tallahassee.

SHELDON, A. L., 1968. "Species diversity and longitudinal succession in stream fishes", *Ecology*, vol. 49, p. 193-198.

SLACK, K. V., L. T. TILLEY et S. S. KENNELLY, 1991. "Mesh-size effects on drift sample composition as determined with a triple net sampler", *Hydrobiologia*, vol. 209, p. 215-226.

SOUTHERLAND, M. T. et J. B. STRIBLING, 1995. "Status of biological criteria development and implementation", p. 81-96, dans Davis W. S. et T. P. Simon (éd.), *Biological assessment and criteria: Tools for water resource planning and decision making*, Boca Raton, Florida, Lewis Publishers.

SOUTHWOOD, T. R. E., 1977. "Habitat, the templet for ecological strategies?", *Journal of Animal Ecology*, vol. 46, p. 337-365.

ST-ONGE, J., 1999. « Le bassin de la rivière Yamaska : les communautés benthiques et l'intégrité biotique du milieu, section 5 », dans ministère de l'Environnement (éd.), *Le bassin de la rivière Yamaska : état de l'écosystème aquatique*, Québec, Direction des écosystèmes aquatiques, envirodoq n°EN990224, rapport n°EA-14.

ST-ONGE, J. et Y. RICHARD, 1994. *Les communautés benthiques du bassin de la rivière L'Assomption et l'intégrité des écosystèmes fluviaux*, ministère de l'Environnement et de la Faune, Direction des écosystèmes aquatiques, envirodoq n° EN940241, rapport n° QE-88, 105 p. et 13 ann.

STRAHLER, A. N., 1957. "Quantitative analysis of watershed geomorphology", *Transactions of the American Geophysical Union*, vol. 38, p. 913-920.

TILLER, D. et L. METZELING, 1998. *Rapid Bioassessment of Victorian Streams: The approach and methods of the environment protection authority*, EPA publication 604, Environment Protection Authority, Victoria, ISBN 0 7306 7538 6.

TONN, W. M., 1990. "Climate change and fish communities – A conceptual framework", *Transactions of the American Fisheries Society*, vol. 119, p. 337-352.

TUFFERY, G., 1980. « Incidences écologiques de la pollution des eaux courantes : les révélateurs biologiques de la pollution », p. 243-280, dans Pesson, P., *La pollution des eaux continentales - incidences sur les biocénoses aquatiques*, Gauthier-Villars (éd.).

USGS National Water-Quality Assessment Program (NAWQA), 17 novembre 2003. “Assessing more than 50 river basins and aquifer systems”, dans le site du National Water-Quality Assessment (NAWQA) Program, [En ligne]. <http://water.usgs.gov/nawqa/index.html> (page consultée le 15 décembre 20043).

VERNEAUX, J., 1980. « Fondements biologiques et écologiques de l'étude de la qualité des eaux continentales : les principales méthodes biologiques », p. 289-345, dans Pesson, P., *La pollution des eaux continentales – incidences sur les biocénoses aquatiques*, Gauthier-Villars (éd.).

VOSHELL, J. R., R. J. LAYTON et S. W. HINER, 1989. “Field techniques for determining the effects of toxic substances on benthic macroinvertebrates in rocky-bottom streams”, p. 134-135, dans U. M. Cowgill et L. R. Williams (éd.), *Aquatic toxicology and hazard assessment*, 12th volume, ASTM technical Publication 1027, American Society for testing and materials, Philadelphia.

WALLACE, J. B., J. R. WEBSTER et W. R. WOODAL, 1977. “The role of filter feeders in flowing waters”, *Archiv fur hydrobiologie*, vol. 79, p. 506-532.

WINGET, R. N. et F. A. MANGUM, 1979. *Biotic condition index: Integrated biological, physical, and chemical stream parameters for management*, Intermountain Region, U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Ogden, Utah.

WINTERBOURN, M. J., 1985. “Sampling stream invertebrates”, p. 241-258, dans Pridmore, R. D. et A. B. Cooper (éd.), *Biological monitoring in freshwater : proceedings of seminar*, Hamilton, November 21-23, 1984, Part 2. Water and Soil Miscellaneous Publication n° 83. National Water and Soil Conservation Authority, Wellington, New Zealand.

WRIGHT, J. F., P. D. ARMITAGE, M. T. FURSE, D. MOSS, 1988. “A new approach to the biological surveillance of river quality using macroinvertebrates”, *Verh. Internat. Limnol.*, vol. 23, p. 1548-1552.

WRIGHT, I. A., B. C. CHESSMAN, P. G. FAIRWEATHER et L. J. BENSON, 1995. “Measuring the impact of sewage effluent on the macroinvertebrate community of an upland stream: the effect of different levels of taxonomic resolution and quantification”, *Australian Journal of Ecology*, vol. 20, n° 1, p. 142-149.

AUTRES SOURCES D'INTÉRÊT : RÉFÉRENCES INTERNET

Florida Department of Protection

<http://www.dep.state.fl.us/>

U.S. Environmental Protection Agency (EPA)

<http://www.epa.gov/>

USGS National Water-Quality Assessment Program (NAWQA)

<http://water.usgs.gov/>

Annexe A Étapes composant les méthodes d'inventaire biologique rapide

Références	RBP II	EMAP-SW	USGS	DEP-FL	SPS	RBVS	EPA-MAIA
Méthode pour décrire les habitats	Estimation visuelle	Prise de mesures	Prise de mesures	Estimation visuelle	Estimation visuelle	Estimation visuelle	Prise de mesures
Échantillonnage	Mono/ Multihabitats	Multihabitats	Multihabitats	Multihabitats	Mono/ Multihabitats	Multihabitats	Multihabitats
Matériel	Kicknet/ D-Frame	D-Frame	D-Frame	D-Frame	Kicknet/ D-Frame	D-Frame	D-Frame
Tri grossier	X	X	X	X	X	X	X
Tri non sélectif terrain				X			
Tri non sélectif laboratoire			X				
Tri sélectif terrain						X	
Sous-échantillonnage laboratoire	X		X		X		
Niveau d'identification	Genre		Famille ou genre	Famille ou genre	Genre	Espèce	Espèce

Annexe B Métriques utilisées dans différentes méthodes d'inventaire biologique

Catégories	Paramètres	RBP II	EMAP	USGS	DEP-FL SCI	SPS	EPA-MAIA
Richesse taxinomique	Nombre taxons totaux	X	X	X	X	X	
	Nombre taxons EPT	X	X	X	X	X	X
	Nombre taxons Ephéméroptères	X	X				
	Nombre taxons Plécoptères	X	X				
	Nombre taxons Trichoptères	X	X				
	Nombre taxons Ptéronarcidés	X	X				
	Nombre taxons Diptères	X					
	Nombre taxons Chironomidés	X			X		
	Nombre taxons Orthocladinés						
	Nombre taxons Ephemerellidés		X				
	Indice de diversité Shannon-Wiener			X			
	Indice de diversité Shannon-Wiener/diversité maximum			X			
	Nombre taxons Rhyacophilidés		X				
	Composition taxinomique	% EPT	X	X	X		X
% Ephéméroptères		X	X			X	
% Plécoptères		X	X				
% Diptères		X			X		
% Trichoptères		X	X				
% Chironomidés		X	X	X			
% Tribu Tanytarsini		X					
% non insectes		X	X				
% <i>Corbicula</i>		X					
% Oligochètes		X					
% Glossosomatidés			X				
% Hydroptilidés dans Tricoptères			X				
% Tricoptères sauf Hydroptilidés						X	
% Coléoptères						X	
% Orthocladinés							
% Mollusques/Crustacés							
% Simuliidés			X				
Critères de tolérance/intolérance	Nombre taxons intolérants	X	X				
	% organismes tolérants	X	X				
	% taxons dominants	X	X		X	X	
	% 2 taxons dominants			X			
	Nombre non insectes intolérants	X	X				
	Indice Biotique Hilsenhoff (famille)	X	X			X	
	Indice biotique Chessman (famille)						
	Florida index	X			X		
	Richesse pondérée de tolérance EPA			X			
	Abondance pondérée de tolérance EPA			X			
	% Hydropsychidés	X	X				
	% amphipodes tolérants		X				
% organismes du sédiment tolérants	X	X					

Légende : X : Version complétée
 X : Version minimale
 X : Version pour plaines côtières
 X : Version pour piémonts et bassins triasiques
 X : Commune à X et X

Annexe B Métriques utilisées dans différentes méthodes d’inventaire biologique

Catégories	Paramètres	RBP II	EMAP	USGS	DEP-FL SCI	SPS	EPA-MAIA
Régimes alimentaires et modes de nutrition	% filtreurs	X	X				
	% brouteurs/racleurs	X	X				
	Nombre taxons omnivores		X				
	% omnivores et nécrophages	X					
	% collecteurs et filtreurs	X	X		X		
	Nombre taxons collecteurs			X			
	% collecteurs	X	X				
	Nombre taxons prédateurs		X	X			
	% prédateurs	X	X			X	
	% broyeur	X	X			X	
	Nombre taxons broyeurs		X				
	Nombre taxons xylophages		X				
	Nombre collecteurs/filtreurs		X				
	Nombre racleurs		X				
	% racleurs		X				
	% organismes fixés + % Plécoptères						X
Nombre Trichoptères/ Plécoptères broyeurs			X				
Mode de vie	Nombre taxons fixés	X				X	
	% taxons fixés	X					
Cycles de vie	% multivoltine	X	X				
	% semivoltine		X				
	% univoltine	X					

Légende : X : Version complétée
 X : Version minimale
 X : Version pour plaines côtières
 X : Version pour piémonts et bassins triasiques
 X : Commune à X et X