

L'INDICE BIOTIQUE
DE LA
NOUVELLE-CALÉDONIE
(IBNC)

L' INDICE
BIOSÉDIMENTAIRE
(IBS)

GUIDE MÉTHODOLOGIQUE ET TECHNIQUE

Nathalie MARY
*Etude des Hydrosystèmes
Continents Tropicaux
Moorea, Polynésie Française*

ETHYCO

ETude HYdrosystèmes CONTinentaux

Virginie ARCHAIMBAULT
Lyon, France



(anciennement CEMAGREF)



Figure 5.2 : Megapodagrionidae sp. (vd).
Dessin N. Mary



Figure 5.3 : Isosticta sp. isostictidae
(a) Habitus (vd), (b) Lamelle branchiale (vd)
Dessin N. Mary



Figure 5.4 : Agrionemini sp. Coenagrionidae
(a) Habitus (vd), (b) Lamelle branchiale (vd)
Redessiné d'après Lieftinck (1976)



Figure 5.5 : Aeshne brevistyla Aeshnidae (vd).
Redessiné d'après Winterbourn & Gregson
(1989)



DAVAR
Direction des Affaires
Vétérinaires, Alimentaires
et Rurales

Sommaire

INTRODUCTION	5
I. DEUX MÉTHODES BIOLOGIQUES D'ÉVALUATION	7
DE LA QUALITÉ DES EAUX EN NOUVELLE-CALÉDONIE	
II. MÉTHODOLOGIE D'ÉCHANTILLONNAGE	11
III. LE TRAITEMENT DES ÉCHANTILLONS	27
IV. AIDE À L'INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS	33
V. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	37
VI. GLOSSAIRE	39
ANNEXES	41

Introduction

Les indices biotiques* sont des éléments de méthodes biologiques d'évaluation de la qualité de l'eau des rivières. Ces méthodes se basent sur l'étude des organismes vivants inféodés aux milieux aquatiques. Elles sont fondées sur le fait que des formes animales ou végétales de sensibilité différente vis-à-vis de différents facteurs du milieu, qu'ils soient de nature physique, chimique ou biologique, coexistent dans les eaux courantes. Les communautés biologiques d'un habitat sont alors considérées comme l'expression synthétique de l'ensemble des facteurs écologiques qui caractérisent ce milieu. Ainsi, tout changement dans les conditions environnementales va entraîner des modifications de la composition ou de la structure des communautés en place. Une contamination par des produits chimiques, par exemple, peut faire varier un ou plusieurs de ces facteurs, entraînant une régression des organismes les plus sensibles au profit des organismes les plus résistants.

Dans les milieux aquatiques, les observations biologiques sont considérées comme complémentaires des analyses chimiques d'échantillons d'eau. En effet :

- L'approche physico-chimique permet de caractériser les perturbations par leurs causes, en recherchant en particulier la présence de certaines substances chimiques dans l'eau, à un moment précis. Les résultats des analyses physico-chimiques témoignent donc de la composition de l'eau au moment de l'échantillonnage et les paramètres analysés sont susceptibles de variations rapides au cours du temps.
 - En revanche, les méthodes biologiques visent à caractériser les perturbations par leurs effets sur les communautés biologiques en place. Elles permettent ainsi une appréciation globale de la qualité d'un milieu, et reposent sur la capacité des organismes vivants à intégrer et à mémoriser, sur des périodes plus ou moins longues, les fluctuations des différents paramètres du milieu.
- Plusieurs types d'organismes peuvent permettre d'évaluer l'état de santé des milieux dulçaquicoles*. Les mousses, les diatomées* et les poissons, par exemple, sont employés pour identifier des pollutions dues aux produits toxiques et aux métaux lourds ; les algues ou les macrophytes pour caractériser les phénomènes d'eutrophisation. Le groupe faunistique le plus utilisé pour l'évaluation de la qualité des milieux aquatiques reste cependant celui des macroinvertébrés* benthiques*. Ce compartiment regroupe un ensemble d'organismes animaux vivant au contact du substrat et dont la taille en fin de développement larvaire est supérieure au millimètre. Il s'agit essentiellement de vers (oligochètes*), de mollusques, de crustacés et d'insectes aquatiques.

En effet, ces organismes présentent de nombreux avantages:

- Ils sont présents dans l'ensemble des écosystèmes aquatiques et à plusieurs niveaux trophiques des biocénoses* (consommateurs primaires et secondaires, décomposeurs) ;
- Ils sont relativement sédentaires et peu mobiles en général : ils n'ont qu'une très faible capacité de fuite. De ce fait, ils sont donc très représentatifs des conditions du milieu ;
- Ils se rencontrent sur tous les types de substrats et à tout moment de l'année. Ainsi, ils sont faciles à collecter et ne nécessitent pas de matériel d'échantillonnage compliqué ;
- Les communautés benthiques sont en général abondantes et diversifiées, constituées de groupes taxonomiques hétérogènes et variés (grande diversité de formes, plusieurs phylums*) ;

- Leur sensibilité aux polluants est assez bien connue : ils regroupent de nombreuses espèces bio-indicatrices* et représentent des communautés susceptibles de répondre graduellement à une grande variété de perturbations ;
- Leur durée de vie est suffisamment longue pour fournir un enregistrement intégré de la qualité environnementale ;
- Leur identification est, en général, relativement aisée, notamment aux niveaux de la famille et du genre.

De part leur facilité de manipulation, les invertébrés benthiques sont reconnus dans la communauté scientifique comme étant l'un des groupes les plus performants pour réaliser un diagnostic de la qualité des écosystèmes aquatiques.

Ce guide a été élaboré à l'attention des personnes chargées de l'échantillonnage de la macrofaune benthique et de la détermination des indices biotiques pour les rivières en Nouvelle-Calédonie. Il comprend différents chapitres :

1. Le premier présente les deux méthodes biologiques existantes, avec leurs principes généraux, leurs objectifs et domaines d'application.
2. Le second, la méthodologie d'échantillonnage sur le terrain. En effet, d'une part, les travaux d'échantillonnage sont susceptibles de faire intervenir des personnes différentes d'une campagne de prélèvements à une autre. D'autre part, les intervenants réalisant les prélèvements ne sont pas toujours ceux qui effectuent les analyses biologiques. Une bonne description par les opérateurs des conditions de prélèvement, de la technique d'échantillonnage et des milieux échantillonnés facilite l'interprétation des résultats.
3. Le troisième, le mode de traitement des échantillons collectés.
4. Le dernier, enfin, une aide à l'interprétation des résultats.

Ce cahier technique s'inspire largement du document réalisé par les Agences de l'eau concernant l'Indice Biologique Global Normalisé (IBGN) (Gay, 2000), ainsi que du guide d'application de la méthode produit par l'AFNOR en 2006.

Destiné plus particulièrement aux hydrobiologistes, il vise à les orienter vers une utilisation optimisée et homogène des méthodes indicelles développées pour la Nouvelle Calédonie, afin d'obtenir des résultats représentatifs et comparables dans l'espace et dans le temps. Ce document devrait également être utile aux institutionnels et commanditaires d'études qui y trouveront des éléments de réponses à leurs attentes et matière à préciser leurs cahiers des charges.

Ce guide, financé par la Nouvelle-Calédonie, est le fruit d'un travail de plusieurs années, piloté par la DAVAR/SESER, supervisé et validé sur le plan technique par le CEMAGREF (V. Archaimbault), entrepris sur la base de la thèse de Mme N. Mary à l'UNC en 1999 - également financée par la NC - et confié à ETHYCO (N. Mary) et à HYTEC (C. Flouhr).

La province Nord et la province Sud sont également intervenues financièrement pour la conception de l'indice biosédimentaire (IBS).

L'actualisation et la mise à niveau de ce guide constituent par ailleurs une des recommandations de l'atelier organisé par l'Observatoire de l'Environnement (CEIL) en avril 2010 sur les indicateurs intégrés de l'état écologique des masses d'eau.

* * *

– I –

Deux méthodes biologiques d'évaluation de la qualité des eaux en Nouvelle-Calédonie

De par le monde, il existe de nombreux « outils diagnostic » de la qualité des rivières. Ces méthodes sont fondées sur l'observation de l'ensemble de la communauté benthique récoltée en un site d'eau courante selon un protocole d'échantillonnage normalisé. Certaines d'entre elles permettent d'apprécier la qualité globale d'un milieu aquatique, sans chercher à définir avec précision la nature d'une perturbation : c'est le cas par exemple de l'IBGN pour les cours d'eau français (AFNOR, 1992 révisé en 2004) ou de l'Indice de Trent utilisé dans certaines régions d'Italie (De Pauw et al., 1992). L'indice est obtenu grâce à un tableau qui tient compte de la richesse totale en taxons* et de la composition faunistique, les taxons étant classés en groupes indicateurs de sensibilité graduelle par rapport aux perturbations.

D'autres méthodes se focalisent sur un type de perturbation en particulier (le plus souvent, des pollutions de type organique) : par exemple l'indice anglais BMWP pour Biological Monitoring Working Party (Hawkes, 1998), le Biological Monitoring Water Quality (BMWQ) réalisé pour la Péninsule Ibérique (Camargo, 1993), le SIGNAL (Stream Invertebrate Grade Number Average Level) élaboré en Australie (Chessman, 1995 ; 2003) ou le MCI (Macroinvertebrate Community Index) mis au point en Nouvelle-Zélande (Stark, 1985). Ces méthodes sont fondées sur la présence de taxons indicateurs, caractérisés par un coefficient de polluosensibilité (appelé score) qui leur a été attribué en fonction de leur tolérance vis-à-vis d'un facteur spécifique du milieu. L'indice de qualité du milieu est calculé à l'aide de formules impliquant l'ensemble des taxons indicateurs. Les méthodes mises au point pour la Nouvelle-Calédonie, l'Indice Biotique de la Nouvelle-

Calédonie (IBNC) et l'Indice Biosédimentaire (IBS), sont fondées sur cette dernière approche.

1/1 - L'indice Biotique de la Nouvelle-Calédonie (IBNC)

L'Indice Biotique de la Nouvelle-Calédonie (IBNC) a été proposé à l'issue d'un doctorat effectué à l'Université Française du Pacifique (UFP) à Nouméa, et financé par le Service de l'Aménagement de la Direction de l'Agriculture et de la Forêt (DAF) de la Nouvelle-Calédonie. L'étude s'est fondée sur 41 stations de rivières réparties sur l'ensemble de la Grande Terre (île principale de la Nouvelle-Calédonie) et prospectées lors de 4 campagnes de terrain (analyses biologiques et physico-chimiques) entre octobre 1996 et octobre 1997 (Mary, 1999).

Ce travail a permis de définir :

- Le mode de prélèvement à appliquer : filet de type « Surber » ; surface d'échantillonnage de 0,05 m² ; vide de maille de 250 microns au lieu des 500 microns habituellement utilisés en France (cf IBGN). En effet, la macrofaune benthique des rivières des zones tropicales contient de nombreuses espèces polyvoltines (c'est-à-dire développant plusieurs cycles biologiques par an). Les individus sont, de ce fait, de plus petite taille que dans les zones tempérées.
- Le nombre de prélèvements à effectuer par station : 5.
- Un protocole précis d'échantillonnage (cf paragraphe 2/7).
- Les scores de sensibilité, compris entre 1 et 10, pour 66 taxons indicateurs. Ces scores ont été définis en fonction des concentrations

maximales que les organismes toléraient vis-à-vis de 8 paramètres indicateurs de pollution organique (chlorures, sulfates, sodium, potassium, ammonium, phosphates, MES, DBO5). Les taxons les plus sensibles ont le score le plus élevé.

- Le niveau d'identification nécessaire pour la mise en pratique de la méthode : genre, tribu, famille ou embranchement. Le niveau à l'espèce a été écarté afin de limiter les risques liés aux d'erreurs d'identification.

La validation de l'IBNC a été réalisée fin 2000, en se fondant sur les résultats obtenus sur 74 stations de rivières complémentaires, réparties en Province Nord et en Province Sud. Ce travail a permis de préciser la méthode, en réajustant notamment les scores de certains taxons dont la valeur avait été sur- ou sous-estimée auparavant.

Un guide d'identification de la macrofaune benthique des cours d'eau calédoniens complète l'IBNC (Mary, 2000).

L'Indice Biotique de la Nouvelle-Calédonie (IBNC) permet de mettre en évidence des pollutions de type organique (générées par les effluents domestiques, les élevages,...) dans les milieux d'eau courante peu profonds, en examinant la composition taxonomique de la macrofaune benthique qui y vit. La méthode indicielle se base sur un ensemble de 66 taxons auxquels un score a été attribué selon leur sensibilité aux teneurs en matières organiques dans les eaux.

1/2 - L'Indice Biosédimentaire (IBS)

La méthode de l'IBNC n'était pas adaptée pour mettre en évidence une perturbation de type mécanique liée au transport de matières en suspension (sable, limons, argiles) telle que celle observée sur les terrains « miniers ». En effet, l'IBNC a été conçu pour caractériser uniquement les pollutions de type organique et ne peut traduire, par conséquent, une dégradation de la qualité des cours d'eau en relation avec le transport solide sédimentaire. L'Indice Bio-

sédimentaire (IBS) a été développé en 2007 afin de répondre à cette problématique (Mary & Hytec, 2007).

Ce nouvel indice a été élaboré essentiellement à partir de données disponibles (études réalisées dans le cadre d'IBNC, pour des bassins versants drainant des terrains à dominante ultrabasique). Ont été considérées les listes faunistiques et les données mésologiques de 123 stations de rivières différentes, réparties sur l'ensemble de la Grande Terre. La validation de la méthode a été effectuée sur 98 observations distinctes.

L'IBS concerne les milieux d'eau courante peu profonds ; il repose sur la même procédure d'échantillonnage que l'IBNC et se base également sur le principe des scores (56 taxons indicateurs). La méthode est applicable sur l'ensemble de la Grande Terre et aux îles Bélep.

L'Indice Biosédimentaire (IBS) a été élaboré pour évaluer les perturbations de type mécanique générées par les particules sédimentaires, fines en particulier, dans les cours d'eau drainant des terrains à dominante ultrabasique. La méthode se réfère à 56 taxons indicateurs auxquels un score a été attribué en fonction de leur sensibilité à la présence de dépôts latéritiques sur le substrat. Le protocole d'échantillonnage et le calcul de l'indice biotique se font de la même façon pour l'IBNC et l'IBS ; seuls les scores des taxons diffèrent.

1/3 - Domaine d'application des indices IBNC et IBS

Ces méthodes indicielles peuvent être utilisées pour compléter des techniques plus classiques de détection et de quantification de sources de perturbations (analyses physico-chimiques des eaux par exemple). Elles apportent, en effet, une information complémentaire puisque qu'elles visent à caractériser les perturbations par leurs effets et non pas par leurs causes. Elles sont également plus intégrées car elles traduisent à la fois les caractéristiques de l'eau et du substrat (support de la faune benthique).

L'emploi de l'IBNC est particulièrement indiqué pour les perturbations qui induisent une modification de la qualité organique de l'eau : rejets domestiques à dominante organique, contaminations d'origine agricole ou effets liés à l'eutrophisation par dénaturation des fonds.

L'emploi de l'IBS est indiqué pour les activités qui induisent un apport de particules sédimentaires, notamment fines, dans les rivières : exploitations minières anciennes et/ou actuelles, travaux de décapage et de terrassement pour des aménagements divers (routes et pistes essentiellement). Les cours d'eau concernés sont ceux drainant un environnement géologique à dominante ultrabasique. Le domaine d'utilisation de l'IBS s'étend des stations exemptes de pollution sédimentaire aux stations très polluées par les sédiments fins.

Plus précisément, les méthodes indicielles peuvent être utilisées dans les cas suivants :

- Caractériser la qualité biologique d'un site d'eau courante, en complément d'analyses physico-chimiques de l'eau ou d'analyses biologiques (poissons et crustacés décapodes par exemple), dans l'objectif de préciser les potentialités ou les sensibilités d'un milieu aquatique, d'obtenir un état initial de qualité avant aménagement (étude de pré-faisabilité ou de caractérisation initiale : mines, industrie agroalimentaire, station d'épuration, ...).

Les données recueillies permettent également d'établir l'inventaire faunistique du site à une période précise.

- Suivre l'évolution dans le temps (au cours d'une année ou d'une année à l'autre) ou dans l'espace (comparaison amont/aval) de la qualité biologique d'une rivière. Plusieurs facteurs peuvent expliquer l'évolution temporelle et/ou spatiale de la note indicielle :

- Des facteurs liés à la saisonnalité, induisant un changement naturel des caractéristiques du milieu (température de l'eau, régime hydrologique, débits) ;
- Des facteurs liés aux activités humaines

(industrie, station d'épuration mal dimensionnée, rejets saisonniers, ...) se traduisant par une altération ou une amélioration de la qualité de l'eau et du substrat.

- Evaluer, dans les limites de leur sensibilité, l'impact d'un aménagement mis en place sur un cours d'eau ou d'un rejet ponctuel (ouvrage de confinement de sédiments, décanteurs, station d'épuration) par comparaison amont/aval. Dans ce cas, il sera nécessaire de prospecter des habitats similaires dans les 2 stations pour mettre en évidence l'impact de la perturbation sur la qualité du milieu.

D'utilisation simple, les indices IBNC et IBS sont destinés à des opérateurs non spécialistes de la systématique animale. Ils sont généralement employés pour contrôler et suivre la qualité d'un cours d'eau. Ils peuvent également servir afin de caractériser la biodiversité faunistique d'un site préalablement à un projet d'aménagement ou au cours d'études d'impact d'une industrie ou d'une installation classée sur les milieux aquatiques. Enfin, comme l'IBGN, ces méthodes témoignent de la structure d'une biocénose constituée d'organismes intégrateurs sur le long terme et restent sensibles à des perturbations de type chronique ou bien épisodiques mais suffisamment intenses pour entraîner une mortalité immédiate (AFNOR, 2006).*

1/4 - Milieux concernés

Les méthodes sont applicables aux rivières dans la mesure où le protocole d'échantillonnage est strictement respecté. Plusieurs facteurs peuvent limiter la récolte des échantillons faunistiques :

- la profondeur si elle excède un mètre. En effet, le filet d'échantillonnage n'est pas adapté pour une utilisation à une profondeur plus élevée (cf paragraphe 2/6) ;
- la vitesse du courant qui, si elle est excessive, ne permet pas d'échantillonner l'ensemble de la mosaïque d'habitats ;
- la turbidité de l'eau qui, si elle est trop élevée, peut empêcher de visualiser le lit du cours d'eau.

Les méthodes concernent uniquement les cours d'eau peu profonds.

Les milieux non concernés par les 2 méthodes sont :

- les zones à l'estuaire des rivières du fait du mélange de l'eau douce avec l'eau salée, ce qui implique des communautés benthiques différentes, constituées entre autres d'espèces d'eau saumâtre ;
- les zones de tête de bassin versant (sources, ruisselets) qui sont en général faiblement diversifiées naturellement ;
- les sources rhéocènes*. Ce sont les filets d'eau permanents qui s'écoulent aux abords immédiats des sources et ruisselets, sur les parois le long de certains cours d'eau ou à flanc de falaise près des cascades. Ces milieux d'eau courante sont de très faible profondeur (quelques millimètres d'eau) et abritent généralement une faune benthique spécifique et peu diversifiée (Hytec & Mary, 2006) ;
- les résurgences des massifs ultramafiques souvent observées à l'interface des péridotites et des serpentines qui restent des milieux particuliers et faiblement diversifiés ;

- les sources géothermiques : ce sont les sources thermales de relativement haute température (jusqu'à 43°C), telles que celles localisées entre Thio et Canala, ou dans la Baie de Prony ;

- les canaux et fossés artificiels.

Pour l'ensemble de ces écosystèmes, dans le cas où le protocole des méthodes IBNC et IBS serait appliqué, les notes indicelles seront à interpréter avec prudence, en raison des spécificités faunistiques de ces milieux en dehors de toute perturbation (faible diversité taxonomique en général).

L'Indice Biosédimentaire (IBS) a été élaboré pour évaluer les perturbations de type mécanique générées par les particules sédimentaires, fines en particulier, dans les cours d'eau drainant des terrains à dominante ultrabasilique. La méthode se réfère à 56 taxons indicateurs auxquels un score a été attribué en fonction de leur sensibilité à la présence de dépôts latéritiques sur le substrat. Le protocole d'échantillonnage et le calcul de l'indice biotique se font de la même façon pour l'IBNC et l'IBS ; seuls les scores des taxons diffèrent.

Exemples de rivières sur massif ultrabasilique



Rivière Bouéo (massif de Tiébaghi)
Cours moyen (avec maquis minier arboré)

(photo N.MARY)



Creek Coco (massif du Kopéto)
Cours inférieur (engravement important)

(photo N.MARY)

– II –

Méthodologie d'échantillonnage**2/1 - Périodes d'échantillonnage**

La période de prélèvement conseillée est généralement celle des basses eaux (étiage*) durant laquelle la concentration en polluants est maximale, les températures élevées, les perturbations hydrauliques faibles, les conditions de prélèvement bonnes et les conditions d'accès aux stations les plus favorables. Cependant les objectifs de l'étude déterminent également la(es) période(s) de prélèvement.

- Dans le cas de la caractérisation initiale d'un milieu, il est préconisé de réaliser au moins deux campagnes d'échantillonnage par an. Ceci permettra de comparer la qualité biologique entre la saison la plus critique (étiage en général) et celle la plus favorable (moyennes eaux par exemple).

- S'il s'agit de révéler les effets d'une perturbation, plusieurs situations sont possibles. Dans le cas d'une pollution accidentelle, il est conseillé d'évaluer les effets de la contamination le plus rapidement possible et de faire au moins 2 campagnes d'échantillonnage espacées dans le temps pour suivre la capacité de récupération du milieu. Dans le cas d'une activité polluante continue, une campagne de prélèvement annuelle peut suffire au moment où les effets seront le mieux évalués par les indices (étiage par exemple). Dans le cas d'une contamination saisonnière, il est préférable d'attendre, avant de prélever, au moins deux à trois semaines après la perturbation (Gay, 2000).

- Dans le cas du suivi temporel d'un site sur du moyen terme ou du suivi d'un réseau de mesure, il vaut mieux prélever une fois par an, à la même époque d'une année sur l'autre, afin

d'avoir des résultats comparables et de pouvoir s'affranchir totalement des aspects liés à la variabilité intra-annuelle (c'est à dire saisonnière) de la composition des peuplements benthiques.

Il est préférable d'éviter de prélever durant la période des hautes eaux compte tenu des difficultés d'échantillonnage (forts débits entraînant une instabilité des peuplements, turbidité, profondeur pouvant être élevée).

2/2 - conditions hydrologiques

Les prélèvements doivent être réalisés en période de débit stabilisé, afin de pouvoir prospecter l'ensemble des habitats d'une station. En cas d'évènement climatique extrême (crue ou tarissement modifiant profondément le substrat et/ou les biocénoses en place), il est nécessaire d'attendre le retour à une situation plus habituelle, tant sur le plan hydrologique que biologique. Ainsi, il est important de tenir compte du temps de résilience* des communautés benthiques, qui reste sous l'influence, entre autres, de la présence d'affluents proches permettant la recolonisation des habitats par les phénomènes de dérive.

Remarque : il convient de noter sur la fiche « terrain » les conditions hydrologiques observées lors du prélèvement et au cours des jours qui ont précédé l'échantillonnage. Ces informations peuvent être d'une aide précieuse pour l'interprétation de la note indicielle.

A la suite d'une crue ou du tarissement d'un cours d'eau, il est préconisé d'attendre 2 à 3 semaines avant de prélever.

2/3 - Positionnement de la station

La station est, par définition, une partie du cours d'eau représentative, en termes de diversité des habitats qu'on y trouve, de la morphologie d'un secteur plus important habituellement appelé tronçon* (circulaire DCE 2007/22 du 11 avril 2007).

Sa longueur doit être égale au minimum à 10 fois la largeur moyenne du lit mouillé au moment du prélèvement.

Afin d'avoir un maximum d'habitats différents disponibles, il est recommandé de délimiter la station en tenant compte de la présence de séquences de faciès d'écoulement radier/mouille. Ainsi, une station devra au minimum comporter une séquence. De même, il est conseillé de positionner les limites amont et aval de la station, en se calant sur des limites de faciès, par exemple en tête d'un radier.

Les faciès d'écoulement sont définis comme étant « des portions de cours d'eau avec une certaine uniformité structurale et fonctionnelle générale sur le plan des vitesses, des hauteurs d'eau, de la granulométrie du substrat, de la pente du lit et de la ligne d'eau et des profils en travers. La diversité longitudinale des formes et de leur structure physique est mise à profit par la flore et la faune aquatique qui y rencontrent les différents habitats nécessaires à l'accomplissement de leurs cycles vitaux » (Malavoi, 2002).

Un radier* se caractérise par des vitesses de courant relativement fortes, une faible profondeur et des fonds caillouteux. Il s'oppose à la mouille*, faciès de type lentique* caractérisé par une profondeur importante et de faibles vitesses d'écoulement (cf figure 1).

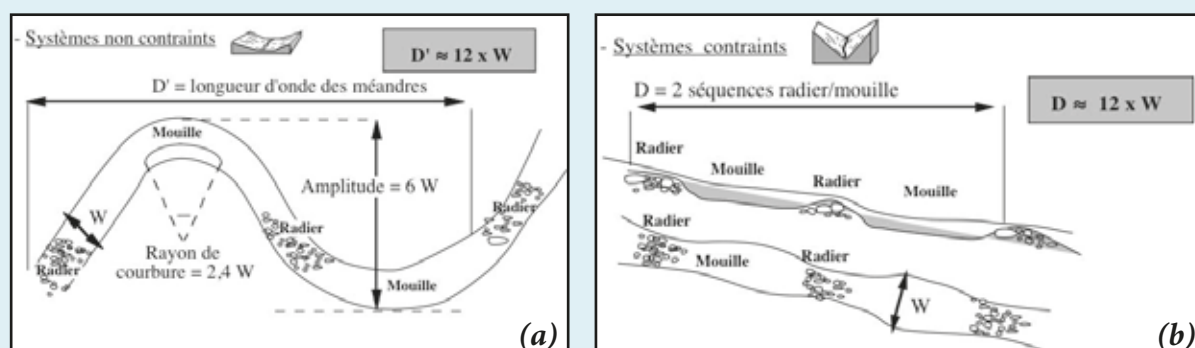


Figure 1 : Illustration de la succession des séquences de faciès radier/mouille pour des cours d'eaux évoluant (a) dans des lits contraints par la roche mère, et (b) dans des vallées alluviales à substrat meuble (Circulaire DCE 2007/22 du 11 avril 2007)

« A l'échelle d'un tronçon de cours d'eau, dont la station se doit d'être représentative, la diversité des habitats est déterminée par la succession des « faciès » morpho-dynamiques, qui s'organisent en « séquences ». La séquence universellement observée sur les cours d'eau est la succession de faciès à écoulement rapide ou « rades » et à écoulement lent ou « mouilles » ; entre ces deux faciès s'intercale très souvent un faciès de type « plat », à écoulement uniforme et de faible profondeur. Les faciès sont générés par les épisodes de crues, lorsque l'énergie de l'eau est suffisante pour mobiliser le substrat. Or, cette énergie est maximale pour les débits dits « de plein bord », c'est à dire juste avant que la rivière ne déborde. En conditions naturelles, les séquences de faciès se succèdent avec une périodicité remarquablement stable » (Circulaire DCE 2007/22 du 11 avril 2007).

2/4 - Description de la station

La saisie des informations se rapportant aux conditions de vie de la biocénose, aux caractéristiques de l'échantillonnage et aux mesures physico-chimiques in situ, s'effectue sur une fiche de terrain telle que celle figurant en annexe 3. Ces données sont primordiales pour l'interprétation des résultats.

Ci-après, figurent les groupes de paramètres indispensables à une bonne description de la station.

Identification de la station

- Nom du cours d'eau
- Nom de la station (ou code)
- Date et heure des prélèvements
- Nom de l'organisme et de l'opérateur chargés de réaliser les prélèvements
- Coordonnées géographiques exactes au GPS (et système de coordonnées : IGN72 UTM 58 S, WGS 84, Lambert-RG NC)
- Altitude en mètres, relevée sur la carte IGN

Environnement général

- Environnement des rives droite et gauche
- Pente à la station
- Granulométrie dominante
- Nature géologique du B.V.
- Sources d'interférence
- Phénomène anormal observé

Conditions d'observation

- Conditions hydrologiques
- Traces de laisses de crues ou de pluie importante avant l'échantillonnage?
- Conditions météorologiques
- Couleur de l'eau
- Photographies

Caractéristiques physico-chimiques de la station (mesures in situ)

- Valeurs de pH, conductivité, oxygène dissous, température et turbidité
- Prélèvement d'échantillons d'eau (le cas échéant)

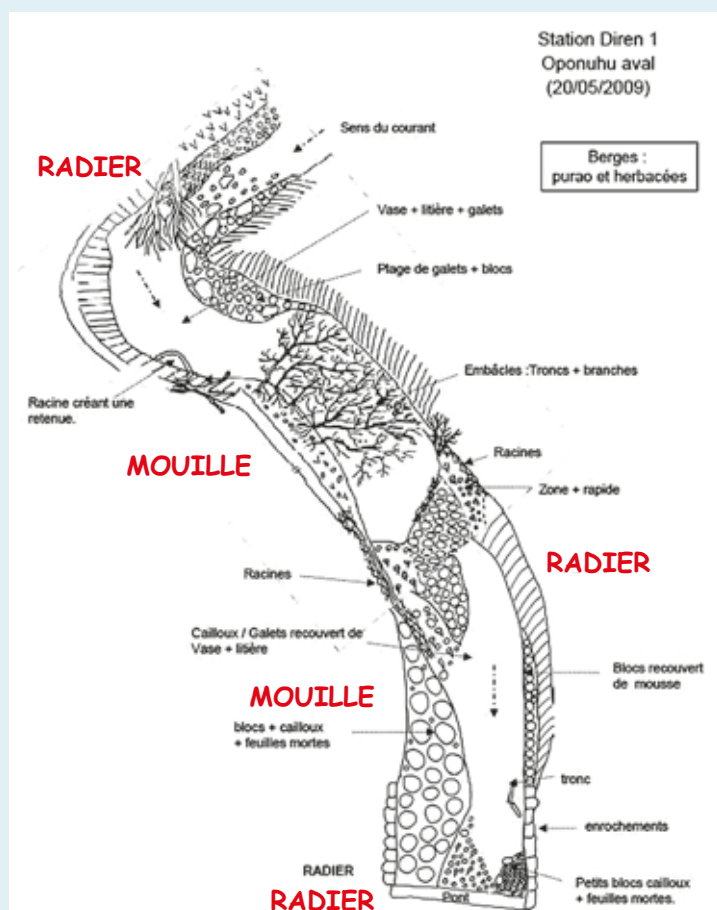
Description de la station

- Longueur totale de la station (m)
- Types de faciès présents
- Largeurs minimale, maximale et moyenne du lit mouillé (m)
- Distance entre les 2 berges (m)
- Profondeurs minimale et maximale du lit mouillé (m)
- Signes d'engravement du lit ?
- Ensoleillement du lit (% d'ombrage)
- Substrat de la partie non mouillée du lit mineur
- Caractéristiques des berges droite et gauche (nature, granulométrie, végétation et % de couverture, pente)
- Matières organiques d'origine végétale : type et importance
- Végétation aquatique (nature et % de recouvrement)
- Fréquentation humaine ou animale
- Etat du substrat
- % de latérites dans les zones lotiques, lenticulaires et globalement sur la station.

La granulométrie des particules minérales est définie de la façon suivante :

- R/D : Roches/Dalles (non déplaçables)
- B : Blocs [soulevables à la main (taille > 250 mm au minimum)]
- P/G : Pierres - galets (25 à 250 mm)
- Gr : Gravier (2 à 25 mm)
- S/L : Sables et limons (< 2 mm)
- La : Latérites (< 2 mm)

En complément de ces informations, des photographies et un schéma permettent souvent de mieux visualiser les types de substrats présents et les principales caractéristiques de la station (cf exemple à la figure 2).



Zone avec embâcles (photo N.MARY)



Radier à l'aval de la station (photo N.MARY)

Figure 2 : exemple de croquis réalisé sur une station de rivière à Moorea (Polynésie Française)
Les différents faciès d'écoulement sont identifiés, ainsi que les substrats disponibles pour la faune.

Quelques remarques :

- **Rive et berge** sont souvent confondues. On se référera à la définition suivante proposée par Degoutte (2006) : « la berge est le talus incliné qui sépare le lit mineur du lit majeur. La rive est le milieu géographique qui sépare les milieux aquatique et terrestre. Elle démarre au sommet de la berge et constitue une partie plate plus ou moins étendue qui reste sous l'influence du milieu aquatique » (cf figure 3).

La berge se situe donc dans le lit moyen* et c'est à ce niveau que commence à se développer une vé-

gétation pérenne constituée d'arbres, d'arbustes et de plantes herbacées en formation dense.

- En cas de **pluie intense**, il est fortement déconseillé d'échantillonner en raison de la faible (non) visibilité des substrats (turbidité en général importante provoquée par la remise en suspension des particules).

- En ce qui concerne le lit mouillé, il est proposé de préciser pour les fines latéritiques déposées :

1/ leur pourcentage de recouvrement dans les zones lotiques*, lentiques* et globalement sur la station ;

2/ leur épaisseur selon les 3 catégories suivantes :

- + : fine couche facilement déplaçable ;
- ++ : couche de quelques millimètres d'épaisseur, déplaçable en frottant le substrat ;
- +++ : couche d'au moins un centimètre d'épaisseur.

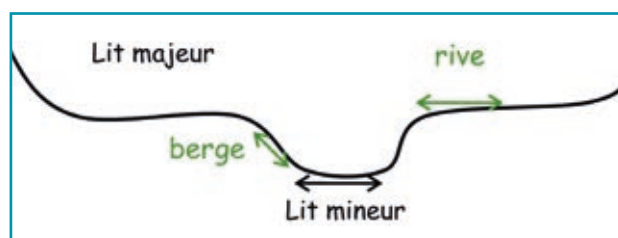


Figure 3 : Représentation de la rive et de la berge
(d'après Degoutte, 2006)

2/5- Les mesures physico-chimiques in situ

Les paramètres physico-chimiques à mesurer sur le terrain sont la turbidité, le pH, la conductivité, l'oxygène dissous et la température de l'eau. Ces mesures doivent toujours être relevées avant les prélèvements faunistiques et, le cas échéant, la prise d'échantillons d'eau.

Les instruments de mesure auront été étalonnés en début de campagne d'échantillonnage, conformément aux recommandations énoncées dans les notices des constructeurs des appareils, de façon à assurer l'intégrité des résultats.

Durant la campagne d'échantillonnage, il est important de signaler tout appareil défectueux.

D'autre part, il est conseillé chaque jour, non pas d'étalonner à nouveau les appareils, mais de vérifier que les valeurs indiquées par chaque sonde dans les solutions étalons correspondantes sont cohérentes. Ces mesures doivent rester proches des valeurs des solutions tampons, si les appareils fonctionnent correctement.

Il est essentiel de noter tous les résultats obtenus afin de pouvoir les comparer et estimer la variabilité des mesures relevées tout au long de la campagne de terrain. Ces résultats doivent figurer dans le rapport de terrain qui sera remis au maître d'ouvrage, elles permettent d'apprécier la qualité des mesures effectuées.

Dans la pratique...

A chaque station, il est essentiel de suivre l'ordre chronologique dans lequel sont présentées les opérations suivantes pour ne pas provoquer d'interférences pouvant fausser les résultats et nuire à la représentativité des échantillons.

1. A l'arrivée sur la station, en vérifier le positionnement au moyen d'un GPS et s'assurer que les coordonnées concordent bien avec celles indiquées dans le plan de prélèvement. Noter tout écart significatif sur la fiche de terrain ;
2. Délimiter la station d'échantillonnage selon les recommandations mentionnées au paragraphe 2/3 ;
3. Noter, sur la fiche de terrain, les observations préliminaires se rapportant à la station : noms du cours d'eau et de la station, date et heure des prélèvements, noms de l'organisme et du(es) préleveur(s), coordonnées géographiques, altitude (carte IGN) ;
4. Décrire l'environnement général de la station d'échantillonnage, en prendre des photographies et de ses alentours, en faire un croquis si nécessaire ;
5. Noter les conditions d'observation (cf paragraphe 2/4) ;
6. Procéder à la mesure des paramètres physico-chimiques in situ ;
7. Décrire la station : largeur et profondeur du cours d'eau, faciès présents, structure des berges, état du substrat, présence de matières organiques d'origine végétale, végétaux aquatiques, ombrage ;
8. Procéder aux prélèvements du benthos selon la méthodologie spécifiée au paragraphe 2/7.

2/6 - L'échantillonneur de faune benthique

L'échantillonneur de benthos* ou « Surber » est constitué :

- d'un filet de nylon (maille de 250 µm) suffisamment long pour limiter le colmatage et la fuite des individus ;
- d'une armature métallique qui délimite une surface de récolte de 0,05 m² (20 x 25 cm) que l'on appelle cadre, placette ou quadrat ;
- d'ailes latérales en toile qui évitent que les organismes soient entraînés latéralement hors du filet.

Matériel de base complémentaire nécessaire sur le terrain : bassine, petit filet à main de même vide de maille que le Surber, alcool (95%), bocaux de prélèvements, marqueur, étiquettes, tamis...
(liste complète en annexe 1).

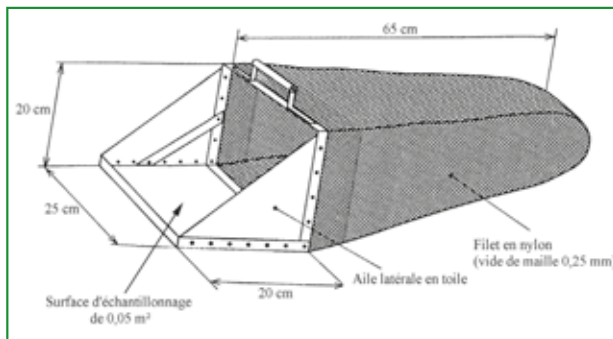


Figure 4 : Échantillonneur de type « Surber »
(d'après AFNOR, 1992)



2/7 - Les prélèvements de faune benthique

2/7-1 Méthodologie

Les prélèvements faunistiques seront toujours réalisés en amont de l'endroit où ont été relevées les mesures physico-chimiques in situ. Il est indispensable que le substrat, support de la faune benthique, n'ait pas été perturbé pour obtenir des résultats fiables. Il faut donc éviter, dans la mesure du possible, de marcher dans le cours d'eau et de piétiner le substrat durant la phase de délimitation de la station et de reconnaissance des habitats.

On entend par substrat un ensemble d'éléments minéraux, végétaux et/ou organiques, présentant des caractères physiques homogènes sur une certaine surface. Pour qu'un substrat puisse être considéré comme significativement présent dans une station, la surface minimale qu'il doit occuper est la taille du cadre d'un Surber, soit 1/20 m².

Dans chaque station, **5 prélèvements unitaires** (c'est-à-dire différenciés) sont réalisés au moyen d'un filet « Surber », dans un couple « substrat x vitesse » préalablement défini. Les règles d'échantillonnage sont précisées ci après.

L'élément majoritaire dans la matrice d'éléments occupant le cadre du surber détermine la nature du substrat prélevé : on parle de substrat principal. Pour pouvoir être pris en compte, celui-ci doit occuper plus de 50% de la surface du cadre. Dans le cas contraire (s'il couvre moins de 50% de cette surface), il est considéré comme substrat secondaire et ne peut pas être pris en compte dans le plan d'échantillonnage.

La classe de vitesses est estimée au moyen d'un flotteur pour chaque prélèvement. Cette technique rudimentaire, simple à mettre en œuvre, est suffisante compte tenu de l'échelle des classes de vitesses proposée dans le tableau d'échantillonnage (cf tableau 1).

Règles d'échantillonnage

Au niveau de la station, les substrats à échantillonner sont à rechercher prioritairement se-

lon leur ordre d'habitabilité figurant en ordonnée du tableau 1 (de 11 à 0).

On échantillonnera en priorité le substrat le plus biogène (note d'habitabilité de 11) dans la classe de vitesses où il est le plus rencontré dans la station d'étude.

On passera au prélèvement suivant, soit lorsque le substrat le plus biogène aura été prélevé, soit après avoir vérifié qu'il n'était pas présent de façon significative dans la station. Pour chaque type de substrat, le prélèvement est à réaliser dans la classe de vitesses où il est le plus représenté.

Remarque : L'ordre de priorité des habitats les plus hospitaliers pour la faune benthique proposé dans le tableau 1 s'est inspiré de celui utilisé en France métropolitaine pour caractériser la qualité biologique des cours d'eau¹ (AFNOR, 2009).

Deux différences majeures sont à noter :

- les hélrophytes (spermaphytes émergents de strate basse) n'ont pas été considérées car elles sont rares dans les eaux courantes sur l'ensemble de la Grande Terre ;
- les fines latéritiques ont été ajoutées : c'est un substrat peu biogène (d'où sa position basse dans le tableau) mais, relativement bien représenté dans les rivières drainant des sols ultra-mafiques.

Lorsqu'une station ne présente pas 5 types de substrats différents à échantillonner, un prélèvement est d'abord effectué sur chacun des substrats présents dans la station, dans la classe de vitesses où il est le plus rencontré.

Le complément à 5 prélèvements est ensuite réalisé sur le(s) substrat(s) le(s) plus dominant(s), mais en faisant varier les classes de vitesses de courant, c'est à dire en échantillonnant un substrat déjà échantillonné dans des classes de vitesses différentes par rapport au premier prélèvement.

La démarche à suivre est la suivante :

¹ Ce classement n'a pas encore été effectué pour la Nouvelle Calédonie et est donc susceptible d'être modifié à moyen terme, au fil des études et connaissances à venir

1. Avant de commencer les prélèvements de faune benthique, noter **les types de substrats présents** sur la station et leur pourcentage de recouvrement (cf exemple du tableau 1). Les classes de vitesses de courant dans lesquelles se situe chaque substrat sont également identifiées.

2. **Procéder aux 5 prélèvements unitaires** et noter au fur et à mesure des échantillonnages pour chaque couple « substrat x vitesse » les informations suivantes (cf exemple tableau 2) :

- la hauteur d'eau au niveau de la placette de prélèvement ;
- la nature exacte du substrat prospecté dans le cas où une catégorie de substrats en propose plusieurs (par exemple : sable dans le cas du substrat sable/limons) ;
- les caractéristiques du substrat avec les paramètres stabilité et colmatage ;
- la nature et l'abondance (en pourcentage) de la végétation au sein du cadre du surber, le cas échéant.

En ce qui concerne la nature de la végétation, il est conseillé de signaler au minimum s'il s'agit d'algues vertes, de fougères aquatiques ou de plantes à fleurs. La mention du nom des espèces végétales reste facultative. On peut tout de même signaler le nombre d'espèces différentes présentes au sein du cadre.

Remarque : Dans le cas où un opérateur décide de procéder à des échantillonnages complémentaires en plus des 5 premiers prélèvements obligatoires, des lignes supplémentaires ont été rajoutées dans le tableau 2. Les résultats relatifs à ces prélèvements n'interviendront cependant pas dans le calcul de l'IBNC et/ou de l'IBS.

A l'instar de l'IBGN, le protocole d'échantillonnage de la faune benthique pour les indices IBNC et IBS s'appuie sur l'hétérogénéité et la multiplicité des habitats qui caractérisent une station de cours d'eau. Chaque habitat, identifié par un couple « substrat - vitesse du courant », abrite une faune qui lui est propre.

Tableau 1 : Identification des substrats existants dans une station de rivière*[les substrats sont classés du plus biogène (bryophytes) au moins biogène (roches, dalles, ...)]*

Ordre d'habitabilité	Substrat	% de recouvrement sur la station	Vitesse (V) en cm/s			
			Cascade V>150	Rapide 150>V>75	Moyenne 75>V>25	Faible à nulle V<25
11	Bryophytes	2%	+++			
10	Spermaphytes immergés (hydrophytes*) tels que Hydrilla verticillata	/				
9	Litières	3%				+++
8	Chevelus racinaires / supports ligneux (troncs, branchages)	1%			+++	++
7	Sédiments minéraux de grande taille (pierres, galets) (25 à 250 mm)	35%		+++	++	
6	Blocs déplaçables (taille supérieure à 250 mm) inclus dans une matrice de pierres et galets (25 à 250 mm)	15%		++	+++	
5	Granulats grossiers (graviers) (2 à 25 mm)	8%			++	+++
4	Vases : sédiments fins (< 0,1 mm) avec débris organiques fins	/				+++
3	Sables et limons (< 2 mm)	3%				+++
2	Fines latéritiques (< 2 mm)	/				
1	Algues	/				
0	Surfaces uniformes dures naturelles et artificielles (roches, dalles, argiles compactes) (support non déplaçable)	33%	+++	+		

L'exemple présenté montre comment remplir le tableau. En premier lieu, les différents substrats présents dans la station sont identifiés, et leur importance de recouvrement estimée visuellement (en pourcentage). Les classes de vitesses dans lesquelles sont trouvés les différents substrats dans la station sont notées selon leur importance (+++ : majoritairement représentée, ++ : moyennement représentée, + : peu représentée).

Tableau 2 : Caractéristiques des prélèvements unitaires réalisés

Prélèvement	Substrat	Vitesse du courant	Hauteur d'eau (cm)	Substrat		Végétation	
				Colmatage (nul / faible / moyen / fort)	Stabilité (stable / moyenne- ment stable, instable)	Nature	Abondance (%)
P1	Bryophytes	cascade	5	nul	stable	Fontinalis sp.	90
P2	Litière	lente	25	fort	Moyennement stable	/	/
P3	Racines	moyenne	15	faible	stable	/	/
P4	Galets	rapide	15	nul	stable	/	/
P5	Blocs	moyenne	20	nul	stable	Algues vertes	15%
P6							
P7							
P8							
P9							
P10							

Pour chaque prélèvement unitaire, figurent :

- le substrat exact échantillonné,
- la classe de vitesses de courant (cascade : $V > 150$ cm/s ; rapide : 75 à 150 cm/s ; moyenne 25 à 75 cm/s ; faible à nulle : < 25 cm/s) ;
- la hauteur d'eau au niveau de l'habitat (en cm) ;
- la stabilité du substrat et son colmatage (classes : nul, faible, moyen, fort) ;
- la nature et l'abondance (en %) de la végétation présente, le cas échéant, dans le cadre du «Surber».

Des lignes supplémentaires (P6 à P10) ont été rajoutées dans le cas où un opérateur décide de procéder à des échantillonnages complémentaires. Ceux-ci n'interviendront cependant pas dans le calcul de l'IBNC et/ou de l'IBS.

2/7-2 Techniques d'échantillonnage

Le cadre du filet «Surber», qui délimite une surface d'échantillonnage de $1/20^{\text{ème}}$ de m^2 , est posé sur le substrat à échantillonner, face au courant. Au sein de ce cadre, le substrat est frotté/gratté méticuleusement à la main. L'ensemble des éléments organiques (animaux et végétaux) et minéraux de petite taille est ainsi emporté dans le fond du filet grâce au courant. C'est ce qui constitue un prélèvement.

Dans les zones lenticulaires* (classes de vitesses lente ou nulle), l'absence de courant ne permet pas l'entraînement des éléments mis en suspen-

sion vers le fond du filet. L'opérateur doit alors créer un courant d'eau manuellement pour favoriser la récolte du substrat et des organismes présents dans le cadre du « Surber ». C'est souvent le cas pour les litières, les racines, les supports ligneux, le sable, les fines latéritiques et les vases.

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

Bryophytes

Poser le «Surber» sur les bryophytes, ouverture face au courant ; frotter et remuer énergique-

ment les mousses pendant au moins 10 secondes sur toute la surface du cadre. Si la surface occupée par les bryophytes ne remplit pas tout le cadre du Surber, il est possible de compléter le prélèvement en plusieurs endroits (c'est à dire avec plusieurs patches de bryophytes) jusqu'à obtenir la surface d'échantillonnage requise.

Si les bryophytes sont éparses et peu abondantes, considérer alors comme substrat principal le support minéral. Les bryophytes sont alors à renseigner dans les cases «nature végétation» et «importance végétation» de la fiche de terrain.

Hydrophytes

Placer le «Surber» sur les hydrophytes, ouverture du «Surber» face au courant. Considérer la totalité des plants contenus dans le cadre de 1/20 m². Dans la pratique, si ce sont des hydrophytes flottantes, on introduit le végétal dans le filet et on le coupe. Seul le végétal est prélevé.

Débris organiques grossiers (litières)

Placer le «Surber» sur la litière, ouverture face au courant. Prélever les débris organiques en les ramenant dans le filet et remuer la couche de sédiment sous-jacente. Le volume final de l'échantillon doit être compris entre 0,5 et 1 litre au maximum.

Chevelus racinaires

Faire glisser le «Surber» à contre courant sur les racines. Les frotter et remuer énergiquement pendant au moins 10 secondes de façon à récupérer, au fond du filet, les individus qui y sont accrochés. Si la surface occupée par les racines ne remplit pas tout le cadre du «Surber», il est possible de compléter le prélèvement en plusieurs endroits jusqu'à obtenir la surface d'échantillonnage requise.

Substrats ligneux (branchages, troncs)

Plaquer le «Surber» sur le substrat. En frotter minutieusement la surface pendant au moins 10 secondes pour récupérer tous les organismes qui y sont fixés. Renouveler l'opération en plusieurs endroits, si nécessaire, jusqu'à obtenir la surface d'échantillonnage requise.

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

Placer le «Surber» sur la zone à échantillonner, ouverture face au courant. Saisir chaque pierre et/ou galet se trouvant à l'intérieur du cadre et le frotter méticuleusement pour dégager tous les organismes fixés. Frotter également la couche de sédiments associée, et agiter la couche sous-jacente jusqu'à un maximum de 5 cm.

Blocs déplaçables (taille > 250 mm) inclus dans une matrice de pierres/galets (25 à 250 mm)

Placer le cadre du «Surber» en aval immédiat du bloc, ouverture face au courant. Soulever le bloc et prélever la partie sous-bloc au contact du sédiment ; frotter méticuleusement à la main la surface du bloc pour récupérer tous les organismes qui y sont fixés.

Granulats grossiers (graviers)

Placer le «Surber» sur la zone à échantillonner, ouverture face au courant. Récupérer les graviers se trouvant à l'intérieur du cadre et les frotter méticuleusement pour récupérer les organismes fixés. Frotter également la couche de sédiments associée, et agiter la couche sous-jacente jusqu'à un maximum de 5 cm.

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

Placer le «Surber» sur la zone à échantillonner, ouverture face au courant. Prélever à la main les 3 premiers centimètres du substrat ou une épaisseur donnant au final un prélèvement de volume compris entre 0,5 et 1 litre de sédiment au maximum.

Sables et limons (< 2 mm)

Placer le «Surber» sur la zone à échantillonner, ouverture face au courant. Prélever à la main les 3 premiers centimètres du substrat ou une épaisseur donnant au final un prélèvement de volume compris entre 0,5 et 1 litre de sédiment au maximum.

Fines latéritiques (< 2 mm)

Placer le «Surber» sur la zone à échantillonner, ouverture face au courant. Saisir chaque sup-

port minéral se trouvant à l'intérieur du cadre et le frotter méticuleusement pour décrocher les fines latéritiques et les organismes qui y adhèrent. Remuer la couche de sédiments sous-jacente jusqu'à un maximum de 5 cm.

Algues

A ne prospecter que lorsque toutes les autres catégories de substrat ont été échantillonnées. Placer le cadre du «Surber» sur la zone à échantillonner, ouverture face au courant. Frotter méticuleusement chaque support minéral se trouvant à l'intérieur du cadre pour détacher les algues et les organismes qui y sont accrochés. Comme pour les hydrophytes, le substrat sous

jacent n'est pas à échantillonner : seule la partie végétale est récoltée.

Si les algues sont éparses et peu abondantes, considérer comme substrat principal le support minéral. Les algues sont alors à renseigner dans les cases « nature végétation » et « importance végétation » de la fiche de terrain.

Surfaces uniformes dures naturelles et artificielles

Placer le «Surber» sur la zone à échantillonner, ouverture face au courant. Frotter minutieusement la surface de la roche pour récupérer tous les organismes qui y sont fixés.

En résumé...

Type de substrat	Substrat(s) à échantillonner	Remarques
Bryophytes Hydrophytes Algues	Végétal seul	Volume final du prélèvement : 0,5 à 1 litre au maximum. Pré-tri non souhaitable.
Litières Vases Sables et limons (< 2 mm)	Avec la couche superficielle du sédiment	Volume final du prélèvement : 0,5 à 1 litre au maximum. Elutriation* in situ conseillée afin d'éliminer les éléments les plus grossiers (feuilles non décomposées, branchages, sable) de façon à réduire le volume des prélèvements et limiter les risques de détérioration de la faune lors du transport (cf paragraphe 2/7-3).
Chevelus racinaires Troncs, branchages	Support organique seul	Volume final du prélèvement : 0,5 à 1 litre au maximum. Pour les branchages, il est conseillé de rejeter sur le terrain les éléments organiques non décomposés de façon à réduire le volume des prélèvements et limiter les risques de détérioration de la faune lors du transport.
Pierres, galets (25 à 250 mm) Blocs (> 250 mm) Graviers (2 à 25 mm) Fines latéritiques (< 2 mm)	Avec les autres types de sédiments associés	Volume final du prélèvement inférieur à 0,5 l. Se placer en aval immédiat du bloc s'il ne rentre pas dans le cadre du « Surber ». Elutriation in situ conseillée afin d'éliminer les éléments minéraux les plus grossiers (pierres, galets, graviers, sable) de façon à réduire le volume des prélèvements et limiter les risques de détérioration de la faune lors du transport (cf paragraphe 2/7-3).
Surfaces uniformes dures	Raclage de surface	Volume final du prélèvement inférieur à 0,5 l. Pré-tri non nécessaire en général.

*L'élutriation est la méthode qui permet, sur le terrain, de séparer la matière organique vivante et non vivante (comprenant donc les invertébrés benthiques flottants) des éléments inertes sédimentant (sable, graviers, pierres, galets...). Se reporter au paragraphe 2/7-3 pour plus de précisions.

2/7-3 Le pré-tri sur le terrain

Sur le terrain, consécutivement à chaque échantillonnage, un pré-tri (ou élutriation) peut permettre d'éliminer les éléments les plus grossiers (pierres, galets, sable, feuilles mortes non décomposées) de façon à réduire le volume des prélèvements et limiter les risques de détérioration de la faune lors du transport.

L'élutriation est une méthode efficace pour séparer les invertébrés flottants des éléments inertes sédimentant. Pour les substrats minéraux, l'élutriation est généralement réalisée de la manière suivante :

- 1) vider le substrat à élutrier dans un récipient suffisamment grand contenant de l'eau (bassine par exemple). Au besoin, si le volume à élutrier est trop important, l'élutriation peut être réalisée en plusieurs fois en divisant le volume de substrat ;
- 2) agiter le substrat pour créer un mouvement circulaire de l'eau ;
- 3) récupérer le surnageant dans un tamis de 250 μm . L'élutriation sera répétée autant de fois que nécessaire, jusqu'à ce que l'opérateur estime que toute la matière organique (morte et vivante), et notamment les invertébrés benthiques, ont été récupérés dans le tamis. Il est important de conserver la totalité de la fraction surnageante de l'élutriation, quel que soit son volume ;
- 4) transvaser ensuite le contenu du tamis dans un récipient pour le fixer ;
- 5) récupérer un volume précis du refus d'élutriation afin de vérifier au laboratoire qu'il ne reste pas de taxons résistants à l'élutriation car plus lourds, en général les organismes à coquille (mollusques) ou des insectes trichoptères à fourreaux (Helicopsychidae ou Leptoceridae).

Le refus d'élutriation excédentaire (pierres, graviers ...) peut être éliminé sur le terrain. Avant de le jeter, il convient de bien examiner visuellement qu'il ne contienne pas d'invertébré benthique.

L'élutriation n'est pas recommandée pour les substrats organiques.

2/8 - LE CONDITIONNEMENT DES ÉCHANTILLONS

Le calcul des notes indicielles IBNC et IBS s'effectue en se basant sur la liste faunistique globale des 5 prélèvements unitaires. Ainsi, il semble a priori non indispensable d'individualiser les prélèvements réalisés sur le terrain qui pourraient tous être regroupés dans un même bocal par station.

Cependant, l'analyse séparée de chaque prélèvement unitaire fournit de précieux renseignements quant à l'écologie des taxons et peut permettre de faciliter l'interprétation des résultats. De plus, les habitats riches en algues, en hydrophytes ou en débris organiques végétaux (litières, vase, ...) peuvent être plus simples et moins longs à trier quand ils sont conditionnés séparément.

Il est tout de même conseillé de conditionner séparément chaque prélèvement unitaire en le fixant au moyen d'éthanol dont la concentration finale sera de 70%.

L'étiquetage est important : sur chaque flacon doivent être mentionnés la date d'échantillonnage, le nom de la station ou son code, le numéro du prélèvement. De plus, il est recommandé de mettre à l'intérieur de chaque contenant une étiquette en papier « calque » portant les mêmes informations.

Les bocaux de conditionnement doivent être suffisamment étanches pour éviter le débordement ou l'assèchement des spécimens faunistiques. Lors du transport, les flacons ne requièrent pas de réfrigération mais il est préférable d'éviter de les exposer à des conditions de lumière et de chaleur excessives.

De plus, il est conseillé de les protéger, autant que possible, contre les vibrations ou les chocs qui pourraient être induits par le mauvais état de certaines pistes ou routes. Ces chocs altèrent les spécimens récoltés (cassures des pattes, pertes des branchies chez les éphémères et les odonates) et rend alors leur identification difficile.

Il est essentiel que les flacons soient totalement remplis de façon à y laisser le minimum d'air (au besoin rajouter de l'eau, mais l'échantillon doit présenter une teneur finale en alcool de 70% environ).

Il est recommandé de procéder à un conditionnement séparé des 5 prélèvements unitaires d'une station, dans l'objectif d'une meilleure interprétabilité des résultats.



Exemple de conditionnement des 5 prélèvements d'une station au retour d'une campagne d'échantillonnage

(photo HYTEC)

Dans la pratique...

En général, il est conseillé d'effectuer la campagne de prélèvements dans un laps de temps restreint afin de pouvoir récolter l'ensemble des échantillons faunistiques dans des conditions climatiques et hydrologiques comparables.

Préparation de la mission de terrain

La préparation de la campagne d'échantillonnage est importante puisqu'elle permet d'optimiser la logistique inhérente à la phase terrain. Voici les principales recommandations permettant de la mener à bien :

- 1 Obtention des permis de collecte auprès de la province concernée, sur demande explicite. Les services à contacter sont : le service environnement de la direction du développement économique et de l'environnement (DDEE) pour la province Nord (tél : 47.72.39) ; le service des Milieux Terrestres de la direction de l'environnement (DENV) pour la Province Sud (tél : 24.32.55).
- 2 Obtention des autorisations d'accès aux stations [auprès des mairies, province Sud, province Nord, et/ou propriétaires fonciers, sociétés minières, ...].
- 3 Établissement d'un planning d'échantillonnage en regroupant les stations proches pouvant être échantillonnées le même jour, selon un échéancier réaliste (2 à 3 stations par jour, en moyenne, en fonction des conditions d'accès).
- 4 Préparation des équipements et du matériel nécessaires. Une liste de ce matériel est donnée, à titre indicatif, en annexe 1.

Parmi ces équipements, figurent :

- ❖ les instruments de mesure in situ (pHmètre, oxymètre, conductimètre, turbidimètre), ainsi que les solutions étalon requises pour l'étalonnage des appareils ;
- ❖ le filet « Surber » (à prévoir un filet de remplacement en cas d'accroc) ;
- ❖ les contenants des échantillons faunistiques (de préférence, des flacons à large ouverture et à double fermeture) ;
- ❖ l'alcool en quantité suffisante pour fixer des échantillons sur le terrain (concentration finale de 70%) ;
- ❖ les fiches terrain à compléter, le présent guide méthodologique en cas de doute sur la façon de réaliser un prélèvement ainsi que les fiches d'accès aux stations (personnes à contacter, itinéraire et distances, difficultés et repères, temps de marche, ... cf annexe 2 et 3).

Les travaux d'échantillonnage

- 1 Délimiter la station d'échantillonnage en suivant les recommandations du paragraphe 2/3 ;
- 2 Identifier les différents substrats présents, leur pourcentage de recouvrement et les classes de vitesses de courant dans lesquels ils sont représentés. Le noter dans le tableau correspondant ;
- 3 Repérer, dans la station, l'emplacement des 5 habitats les plus favorables pour les prélèvements faunistiques, en s'aidant du tableau précédemment rempli et sans perturber le lit du cours d'eau (cf paragraphe 2/7) ;
- 4 Regrouper le matériel nécessaire à l'échantillonnage : filet «Surber», petit filet, bassine, fiches de terrain, crayon papier, bocaux, alcool, marqueur à encre indélébile, ... ;
- 5 S'assurer que le filet « Surber » est en bon état et propre. Le cas échéant, le laver à grande eau en aval de la station d'échantillonnage ;
- 6 Procéder à chaque prélèvement de faune benthique selon les spécifications fournies au paragraphe 2/7. Procéder toujours de l'aval vers l'amont. Noter les caractéristiques de chaque prélèvement unitaire au fur et à mesure (type de substrat, vitesse du courant, hauteur d'eau, colmatage et stabilité du substrat, ...) ;
- 7 Le cas échéant, effectuer un pré-tri (élutriation) ;
- 8 Fixer immédiatement sur le terrain chaque prélèvement par ajout d'alcool. Il est indispensable de remplir entièrement chaque contenant (au besoin rajouter de l'eau) de façon à ce que les organismes benthiques ne subissent pas d'altération et de chocs durant le transport. Après dilution avec l'eau, l'échantillon doit présenter une teneur en alcool de 70% environ ;
- 9 Noter sur chaque flacon le nom de la station, la date de prélèvement, ainsi que le numéro du prélèvement avec un marqueur à encre indélébile ou un crayon à papier. Il est également conseillé de glisser dans le prélèvement fixé un morceau de papier calque portant l'ensemble de ces informations écrites au crayon à papier ;
- 10 Nettoyer le matériel de prélèvement (filets, bassine). S'assurer que les filets sont en bon état (exempts d'accroc).

En fin de journée

Au retour du terrain, il est indispensable de :

- 1 Vérifier le nombre de flacons récoltés et la clarté d'étiquetage de chaque flacon ; les entreposer dans un endroit propre et stable ;
- 2 Inspecter et nettoyer le matériel d'échantillonnage ;
- 3 Contrôler que les fiches de terrain de chaque station aient été correctement remplies (clarté de lecture, ...) et de les ranger dans une pochette séparée ;
- 4 Vérifier les valeurs d'étalonnage indiquées par les instruments de mesure in situ et les consigner. Cette étape peut également être réalisée en début de journée d'échantillonnage.

Le rapport de terrain

Il est recommandé de rédiger un rapport de fin de mission de terrain succinct avec, au minimum, les informations suivantes :

- Les caractéristiques des appareils de mesure in situ (conductimètre, turbidimètre, oxygène, pHmètre) : modèle, mode d'étalonnage, solutions tampon utilisées et résultats d'étalonnage de chaque jour ;
- Un tableau synthétique présentant les stations échantillonnées chaque jour, leur date d'échantillonnage, leurs coordonnées relevées au GPS avec le référentiel utilisé ;
- Les problèmes rencontrés sur le terrain ;
- Les fiches d'accès et les fiches terrains ;
- Les photographies prises sur le terrain ;
- Le respect du cahier des charges et les ajustements réalisés, notamment en ce qui concerne le protocole de prélèvement des échantillons de faune benthique.

La sécurité sur le terrain...

Certains terrains peuvent être glissants ou escarpés. De plus, les conditions météorologiques peuvent être variables lors du prélèvement des échantillons. Dans certains endroits isolés, il est possible de ne croiser aucune personne durant toute une journée. Il est recommandé que l'équipe d'échantillonnage comporte au minimum deux personnes.

Les préleveurs doivent s'assurer qu'ils disposent de tout l'équipement de sécurité nécessaire avant d'entreprendre une journée d'échantillonnage. Il est conseillé de se munir d'une trousse de secours, d'eau et de vivres si on doit se rendre dans des régions isolées. Dans les zones peu fréquentées à végétation dense, il faut parfois se munir d'un sabre d'abattis pour pouvoir se frayer un passage menant à la rivière.

Certains accès nécessitent de marcher en dehors des sentiers dans des conditions de terrain souvent difficiles, il est recommandé de s'équiper de bonnes chaussures de marche et d'assurer le portage de tout le matériel afin d'avoir les deux mains libres.

Il est essentiel de s'équiper de cuissardes et de gants fins couvrant jusqu'au coude pour échantillonner les cours d'eau soumis à des influences anthropiques importantes (activités agricoles, élevages, tribus, villes et villages), particulièrement en période de basses eaux (étiage), dans les secteurs peu courants et stagnants. Le risque de contracter la leptospirose, transmise par l'urine des bovins et des rongeurs, est bien réel en Nouvelle-Calédonie.

– III –

Le traitement des échantillons

3/1 - Le tri des prélèvements

Au laboratoire, pour chaque prélèvement, le premier travail indispensable consiste à séparer les organismes animaux des débris végétaux, organiques, et/ou des particules minérales (pierres, galets, graviers, sable). **C'est la phase de tri.** Plusieurs techniques facilitent cette opération (Gay, 2000) :

1. L'utilisation d'une colonne de tamis dont le dernier présente une maille de 250 µm (par exemple : 1 000 µm, 500 µm et 250 µm). L'échantillon est rincé au moyen d'une douche avec un jet à faible pression de façon à ne pas abîmer les spécimens. Chaque tamis est trié séparément. Les fractions les plus grossières peuvent être triées à l'œil nu ou avec une loupe à faible grossissement (x2 ou x4). Les fractions les plus fines doivent être triées à la loupe binoculaire (grossissement conseillé : x10 à x20). Pour éviter le colmatage des tamis, un échantillon peut être fractionné en plusieurs sous-échantillons avant passage dans la colonne de tamis, en particulier s'il est riche en algues ou en sédiments fins.

2. L'utilisation de techniques de flottaison dans des solutions à haute densité (sucre, sel, chlorure de calcium), surtout pratiquée pour les échantillons relativement homogènes prélevés dans la vase et riches en vers (oligochètes) et insectes diptères Chironomidae.

Par exemple, on mélange le substrat à de l'eau additionnée de sucre. Les organismes remontent à la surface et sont récupérés avec une épuisette de maille 250 µm. Les organismes plus lourds qui ne flottent pas, comme les mollusques ou certains insectes trichoptères à fourreau, doivent être retirés directement au moyen

de brucelles. Pour plus de précisions sur cette technique, il est possible de consulter le document réalisé par la Diren Ile de France en 2009.

3. L'utilisation de colorants tel que le rose de Bengale qui colore les organismes vivants et permet de distinguer plus facilement la faune dans un échantillon riche en éléments organiques fins.

Après le tri, les individus extraits à la pince sont regroupés par unité taxonomique ou par type morphologique dans des boîtes de pétri contenant de l'éthanol à 70%. Ils sont ensuite déterminés à la loupe binoculaire (grossissement minimal requis : x60) et comptabilisés.

Le tri est en général la phase du traitement la plus fastidieuse en raison du temps nécessaire pour sortir tous les organismes animaux de l'échantillon. Ce temps dépend du nombre d'individus et de la quantité de détritus présents.

Tri séparé des prélèvements

Le tri séparé de chacun des prélèvements unitaires réalisés sur le terrain apporte des informations souvent utiles pour affiner le diagnostic. En effet, l'interprétation des notes indicielles peut être facilitée par l'étude des listes faunistiques se rapportant à chaque prélèvement. De plus, ces listes peuvent fournir des informations intéressantes quant aux préférences écologiques des organismes benthiques en Nouvelle-Calédonie, encore peu étudiées. Enfin, les habitats riches en algues, en hydrophytes ou en débris organiques végétaux (litières, vase, ...) sont généralement plus simples et moins longs à trier quand ils sont conditionnés séparément.

Sous-échantillonnage

Durant les processus de tri, le sous échantillonnage des prélèvements reste déconseillé car cette pratique peut entraîner l'oubli d'un taxon indicateur peu représenté dans l'échantillon, et donc sous-estimer la diversité taxonomique.

Cependant, dans le cas d'échantillons homogènes prélevés dans de la vase, comportant un grand nombre d'organismes répartis dans peu de taxons (en général oligochètes et insectes diptères Chironomidae *Chironomus* sp., nombre d'individus > 500), il sera possible d'estimer le nombre total d'organismes pour les taxons majoritaires.

Voici la procédure de sous échantillonnage conseillée :

- 1) Bien rincer le prélèvement sur un tamis de maille de 250 microns ; le diviser en 10 fractions égales et homogènes.
- 2) Trier complètement sous la loupe binoculaire l'une des fractions.
- 3) Identifier et comptabiliser tous les individus extraits. Considérer comme taxons « dominants » ceux représentés par plus de 150 individus.
- 4) Pour deux autres fractions, compter visuellement sous la loupe, mais sans les prélever, les individus des taxons dominants. Extraire les individus se rapportant aux autres taxons ; les identifier et les comptabiliser.
- 5) Pour les taxons dominants, estimer le nombre moyen d'individus qui devrait être contenu dans chaque fraction restante à partir des comptages effectués sur les 3 premières fractions.
- 6) Pour chacune des fractions restantes, extraire les individus se rapportant aux taxons non dominants ; les identifier et les comptabiliser.
- 7) Evaluer enfin le nombre d'individus total pour chaque taxon dominant.

Cette procédure implique d'examiner l'ensemble du prélèvement sous la loupe binoculaire.

Pour plus de renseignements sur les techniques de tris et de sous échantillonnage, on pourra se reporter au guide technique ESEE (études de suivi des effets sur l'environnement) d'Environnement Canada (2002).

Procédures Assurance Qualité / Contrôle Qualité des tris

L'efficacité du tri peut être estimée en triant à nouveau environ 10% de l'ensemble des échantillons d'une étude. Le tri est jugé acceptable si plus de 90% du nombre total des organismes ont été extraits lors du tri initial. En revanche, s'il reste plus de 10% du nombre total d'organismes lors du nouveau tri, alors tous les échantillons faisant partie de ce groupe particulier d'échantillons doivent faire l'objet d'un nouveau tri. Un autre critère qui impliquerait un nouveau tri serait qu'un groupe entier d'invertébrés benthiques n'ait pas été extrait des débris et ce, même si les organismes manqués constituent moins de 10 % du nombre total d'organismes (par exemple, si les planaires n'ont pas été repérées et triées) (cf Environnement Canada, 2002).

3/2 - Identification de la faune

Pour chaque échantillon, les organismes extraits sont déterminés jusqu'à l'embranchement, la classe, la famille, la tribu ou le genre selon les indications du tableau suivant. Les organismes considérés sont les formes larvaires, nymphales ou adultes lorsque ces derniers sont aquatiques. Les fourreaux et coquilles vides seront rejetés.

Les ouvrages suivants restent des outils indispensables pour l'identification de la faune benthique récoltée, le premier en particulier ayant été conçu pour la Nouvelle Calédonie :

- Mary N., 2000. Guide d'identification des macroinvertébrés benthiques des rivières de la Nouvelle-Calédonie. Ministère de l'Environnement, Service de l'Eau (Paris), province Nord et province Sud de la Nouvelle-Calédonie. 92 pages.
- Tachet H., Richoux P., Bournaud M. & Usseglio-Polatera P., 2000. Invertébrés d'eau douce : systématique, biologie, écologie. C.N.R.S. Editions. 588 pages.

- Marquet G., Keith P. & E. Vigneux, 2003. Atlas des poissons et crustacés d'eau douce de la Nouvelle-Calédonie. Patrimoines naturels, MNHN, 58. 282 pages.
- Chinery M., 1988. Insectes de France et d'Europe occidentale. Arthaud, Paris. 320 pages (1ère édition française).

Matériel nécessaire au laboratoire : loupe binoculaire (grossissement jusqu'à x60 au minimum), lumière froide, tamis, boîtes de pétri, brucelles, alcool (70%), tubes, étiquettes, guides d'identification

Tableau 3 : Niveau d'identification requis dans le cadre de l'application de l'IBNC et de l'IBS

Niveau d'identification	Groupe faunistique
Embranchement, ordre, classe	Plathelminthes, Némathelminthes, Annélides
Famille	● Insectes Odonatoptères, Hétéroptères, Coléoptères, Diptères (sauf Chironomidae et Ceratopogonidae), Trichoptères (sauf Leptoceridae) ● Mollusques (sauf Thiaridae et Planorbiidae) ● Crustacés Décapodes
Sous-famille	Insectes Diptères Ceratopogonidae, Chironomidae Tanypodinae et Orthoclaadiinae
Tribu	Insectes Diptères Chironomidae Chironomini et Pseudochironomini
Genre	● Insectes Ephéméroptères, Trichoptères Leptoceridae, Diptères Chironomidae Harrisius, Coryno-neura et Chironomus ● Mollusques Thiaridae et les Planorbiidae

Remarques : L'identification de la macrofaune benthique requiert une certaine pratique et expérience. Un débutant non familiarisé avec ce groupe faunistique ne saura pas nécessairement utiliser les clés de détermination. Il est recommandé que les utilisateurs des méthodes indicielles aient des connaissances solides en biologie. De plus, il leur est vivement conseillé de suivre une formation, puis dans un second temps, de faire valider leurs identifications par un spécialiste, et enfin de constituer une collection d'invertébrés de référence.

Des erreurs en systématique souvent lourdes de conséquences sur les notes indicielles sont fréquemment rencontrées en Nouvelle-Calédonie, en particulier sur les insectes Ephéméroptères Lep-tophlebiidae (représentés par une vingtaine de genres) et Trichoptères Leptoceridae. Ces familles d'insectes comprennent en effet de nombreux taxons indicateurs fortement polluo-sensibles*, mais présentent des critères de détermination relativement difficiles pour les débutants, en particulier les premiers stades larvaires.

D'autres groupes faunistiques peuvent également poser des problèmes d'identification, notamment les diptères vermiformes, les nymphes de diptères ou de trichoptères, les insectes adultes terrestres ou aquatiques. Là encore, pour parfaire ses connaissances, il faudra être conseillé par un hydrobio-logiste plus expérimenté et constituer sa collection personnelle.

3/3 - Comptages

Le calcul des notes indicielles IBNC et IBS ne requiert pas le dénombrement exact de la faune triée. Chaque taxon indicateur est pris en compte à partir du moment où il est présent, quelque soit son abondance.

Le comptage exhaustif des taxons, bien que long et fastidieux, présente l'avantage d'être la méthode la plus reproductible, de permettre des comparaisons spatio-temporelles, le calcul de diverses métriques utiles pour l'interprétation des résultats (abondance, densité, indices de diversité,...) et de conserver la totalité de l'information.

Pour réduire les temps de comptage, il est possible d'estimer l'abondance des taxons fortement représentés dans les échantillons de vase (cf paragraphe 3/1).

Après dénombrement, les spécimens doivent être conservés dans une solution constituée à 70-80 % d'éthanol dans des tubes de préférence en verre et hermétiques (avec joints toriques). L'ajout de glycérine à 5% permet d'éviter le dessèchement des spécimens en cas d'évaporation de l'alcool.

Il est recommandé de procéder au comptage exhaustif des spécimens, dans l'objectif d'une meilleure exploitation des résultats.

3/4 - Mode de détermination de l'IBNC et de l'IBS

Calcul de l'indice biotique

Pour une station de rivière, les notes indicielles de l'IBS et de l'IBNC sont calculées en se basant sur la liste globale des 5 prélèvements collectés. L'indice biotique d'une station est obtenu en divisant la somme des scores des taxons indicateurs présents sur la station par le nombre total de taxons indicateurs. Les valeurs des scores se situent entre 1 et 10, les taxons les plus sensibles ayant les scores maximums.

Le tableau 4 présente les scores actuellement utilisés pour l'IBNC et l'IBS. Ceux-ci devraient évoluer dans les mois à venir, les méthodes indicielles étant en cours de révision.

Pour l'IBNC et l'IBS, la note indicienne varie théoriquement entre 0 (aucun taxon indicateur présent) et 10 (tous les taxons indicateurs présents ont un score de 10). Cependant, dans la réalité, celle-ci dépasse rarement la valeur de 7,50.

Richesse taxonomique et nombre minimal de taxons à considérer

La richesse taxonomique est un élément indispensable à considérer pour expliquer une note indicienne. Ce paramètre est habituellement bien corrélé avec la nature des habitats quand la qualité de l'eau n'est pas limitante (Gay, 2000).

L'expérience en Nouvelle Calédonie montre que dans les stations où un faible nombre de taxa indicateurs est récolté, les notes indicielles IBNC et IBS peuvent être incohérentes et difficilement interprétables.

Un **seuil empirique de 7 taxa indicateurs** a donc été fixé pour le calcul des notes IBNC et IBS : si le nombre de taxons indicateurs prélevé sur une station est strictement inférieur à 7, il n'est pas conseillé de calculer les indices IBNC et IBS.

Seules exceptions, les stations envasées et soumises à de fortes perturbations de type organique, en général faiblement diversifiées et où quelques taxons polluo-résistants* et saprophiles* sont majoritaires et abondants (Oligochètes et insectes diptères Chironomidae). Dans ce cas, l'IBNC pourra être calculé quel que soit le nombre de taxons indicateurs présents.

3/5 - Présentation des résultats faunistiques

Outre les informations et données figurant dans le rapport de terrain (stations échantillonnées avec leurs coordonnées exactes, prises de vue, fiches de terrain, fiches d'accès aux stations,

Tableau 4 : Scores de sensibilité des taxons indicateurs de l'Indice Biotique de la Nouvelle-Calédonie (IBNC) et de l'Indice Biosédimentaire (IBS). Les taxons les plus polluo-sensibles ont les scores les plus élevés.

	IBS	IBNC
PLATHELMINTHES	9	3
ACHÈTES	/	2
NÉMATODES	3	1
NÉMERTIENS	7	3
OLIGOCHÈTES	2	3
MOLLUSQUES GASTÉROPODES		
<i>Gyraulus</i>	/	6
<i>Physastra</i>	/	3
<i>Melanoides</i>	/	3
<i>Melanopsis</i>	5	6
Hydrobiidae	4	5
Neritidae	/	5
CRUSTACÉS		
Amphipodes	7	8
Atyidae	/	5
Hymenostomatidae	/	5
EPHÉMÉROPTÈRES LEPTOPHLEBIIDAE		
<i>Amoa</i>	9	8
<i>Celiphlebia</i>	8	7
<i>Fasciamirus</i>	9	7
<i>Kouma</i>	9	8
<i>Lepegenia</i>	8	10
<i>Lepeorus</i>	7	6
<i>N.gen.4</i>	10	7
<i>Notachalcus</i>	8	6
<i>Oumas</i>	7	9
<i>Ounia</i>	9	9
<i>Papposa</i>	10	/
<i>Paraluma</i>	4	/
<i>Poya</i>	/	10
<i>Simulacala</i>	7	7
<i>Tenagophila</i>	9	10
<i>Tindea</i>	7	9
ODONATOPTÈRES		
Corduliidae	/	5
Isostictidae	7	7
Libellulidae	3	5
Megapodagrionidae	6	9
Synthemistidae	8	6

$$IBNC \text{ ou } IBS = \frac{1}{n} \sum_{i=1}^{i=n} S_i$$

avec **n** : nombre de taxons indicateurs

S_i : score du taxon i pour l'indice calculé

	IBS	IBNC
HÉTÉROPTÈRES		
Veliidae	6	7
DIPTÈRES		
Blephariceridae	4	10
Ceratopogoninae	3	6
Forcipomyiinae	8	8
Chironomini	4	4
<i>Chironomus</i>	4	1
<i>Corynoneura</i>	7	6
<i>Harrisius</i>	4	6
Orthocladinae	4	2
Pseudochironomini	9	8
Tanypodinae	/	5
Dixidae	9	9
Empididae	6	8
Limoniidae	5	4
Psychodidae	10	4
Simuliidae	6	/
Syrphidae	/	1
Tabanidae	3	5
TRICHOPTÈRES		
Ecnomidae	4	8
Hydroptilidae	3	5
Helicopsychidae	8	8
Helicophidae	/	9
Hydrobiosidae	6	7
Kokiriidae	/	10
Leptoceridae		
<i>Gracilipsodes</i>	8	7
<i>N.genre D</i>	/	9
<i>N.genre F</i>	10	/
<i>Oecetis</i>	6	6
<i>Symphitoneuria</i>	9	9
<i>Triplectides</i>	8	6
Philopotamidae	9	9
Polycentropodidae	6	8
COLÉOPTÈRES		
Dytiscidae	/	8
Hydrophilidae	5	5
Hydraenidae	7	8
Scirtidae/Helodidae	7	/

Un exemple de calcul de l'IBNC et l'IBS d'une station est fourni en annexe 4.

données physico-chimiques), le rapport final devra comporter au minimum pour chaque station d'étude :

- le tableau d'échantillonnage rempli avec les 5 couples « substrat x vitesse » prospectés (cf tableaux 1 et 2) ;
- les listes faunistiques des 5 prélèvements unitaires et la liste globale de la station ;
- les notes indicielles IBNC et IBS (selon le modèle de l'annexe 4).

Ces résultats seront interprétés en fonction du contexte de l'étude.

Pour une représentation cartographique des résultats, chaque tronçon de cours d'eau peut être affecté d'une couleur selon la valeur de l'IBNC ou de l'IBS en se référant au tableau 4.

Remarque : Si les méthodes IBNC et IBS permettent en général de caractériser la qualité biologique des systèmes d'eau courante, elles s'avèrent mal adaptées pour l'étude d'autres types de milieux dulçaquicoles*, en particulier les canaux et fossés, les cours d'eau temporaires, les plans d'eau naturels et artificiels dont les dolines.

Pour ces milieux, il sera possible d'utiliser des indices de diversité ou des métriques de description de la structure des communautés biologiques (cf annexe 5).

Tableau 5 : Classes de qualité de l'IBNC et de l'Indice Biosédimentaire

IBNC	Indice Biosédimentaire	Qualité
$IBNC \leq 3,50$	$\leq 4,25$	Très mauvaise
$3,50 < IBNC \leq 4,50$	$4,25 < IBS \leq 5,00$	Mauvaise
$4,50 < IBNC \leq 5,50$	$5,00 < IBS \leq 5,75$	Passable
$5,50 < IBNC \leq 6,50$	$5,75 < IBS \leq 6,50$	Bonne
$IBNC > 6,50$	$> 6,50$	Excellente

– IV –

Aide à l'interprétation des résultats

4/1 - Champs d'application
de l'IBNC et/ou de l'IBS

Les méthodes IBNC et IBS concernent les milieux d'eau courante. Elles reposent sur les mêmes procédures d'échantillonnage et de calcul, et sont applicables sur l'ensemble de la Grande Terre et aux îles Bélep.

Le tableau suivant (tableau 6) présente le champ d'application de l'une ou l'autre des méthodes indicielles en fonction du type de pollution que l'on cherche à caractériser et du type de substrat géologique majoritairement drainé par le bassin versant à la station.

Ainsi, **pour la mise en évidence de perturbations d'ordre sédimentaire** (fines latéritiques par exemple), **l'IBS pourra être employé dans le cas de :**

- rivières à bassin versant drainant des substrats de type ultrabasique [nappe de péridotites, serpentinites et formations d'altération associées (cuirasses, latérites)] ;
- stations de rivières à bassin versant drainant majoritairement des roches ultrabasiques, mais

pouvant être localisées jusqu'à 3 km en aval du contact géologique du substrat ultrabasique avec d'autres formations géologiques (volcano-sédimentaires ou métamorphiques).

Dans le cas d'une pollution **majoritairement de type organique, il est recommandé de calculer l'IBNC** indépendamment du type de substrat drainé par le bassin versant à la station.

Enfin, si le type de perturbation constaté est mixte (sédimentaire et organique), les deux indices seront calculés. Par expérience, les notes indicielles devraient indiquer des qualités biologiques comparables.

Un type de situations reste difficile à appréhender : il s'agit des stations de rivière localisées sur des roches de type volcano-sédimentaire ou métamorphique, et soumises à des perturbations d'ordre sédimentaire. Il est peu aisé de savoir si l'IBNC et/ou l'IBS serait pertinent pour évaluer ce type de perturbation. Des études complémentaires restent nécessaires pour répondre à cette question. Dans l'expectative, les deux indices IBS et IBNC seront calculés.

Tableau 6 : Conditions d'utilisation de l'IBS et de l'IBNC en fonction du type de pollution visé

Substrat à la station	Perturbations		
	à dominante sédimentaire	à dominante de type organique (rejets domestiques, industries agro alimentaires, élevages, ...)	Sédimentaires et organiques
Ultramafique*	IBS	IBNC	IBS et IBNC
Volcano-sédimentaire ou métamorphique	IBS et IBNC ?		

* concerne les rivières situées sur substrat ultrabasique et les stations des rivières drainant majoritairement des roches ultrabasiques. Ces stations peuvent être localisées jusqu'à 3 km en aval du contact géologique du substrat ultrabasique avec d'autres formations géologiques (volcano-sédimentaires ou métamorphiques).

4/2 - Aides à l'interprétation des notes indicielles

L'IBNC et l'IBS restent des outils « diagnostiques » de la qualité d'un milieu d'eau courante, et comme toutes les méthodes de ce type, présentent des limites d'utilisation. Les valeurs des notes indicielles sont à interpréter avec prudence dans certains cas.

Limites d'utilisation de l'IBS

Les situations suivantes rappellent les limites d'application de l'IBS :

- les apports de sédiments fins dus à l'érosion naturelle sont difficilement dissociables des perturbations provenant d'activités anthropiques en cours ou anciennes ;
- la mise en évidence de pollutions sédimentaires dues à des activités anthropiques récentes ou en cours peut être atténuée ou masquée quand des phénomènes d'érosion actifs dus à des activités anciennes perdurent (par exemple, présence d'anciennes exploitations minières sur le bassin versant, à l'amont de la station étudiée) ou quand le substrat est déjà fortement colmaté ;
- la mise en évidence de perturbations par les sédiments fins peut être affectée quand des perturbations de type organique viennent s'y ajouter, c'est à dire qu'elle sera soit masquée, soit diminuée, soit amplifiée en fonction de la nature et de l'importance de la perturbation organique.

Pour chacun de ces cas, la note indicienne devra être considérée avec précaution et expliquée en fonction du contexte local.

Situation altitudinale de la station

La note maximale que l'on mesure dans les stations exemptes de perturbation et à environnement préservé se situe aux alentours de 7,50 - 8 mais elle sera moindre dans des situations typologiques extrêmes (cours supérieur de rivière par exemple) ou dans des milieux particuliers, sans qu'une perturbation en soit nécessairement la cause, mais en raison d'une richesse taxonomique « naturelle » plus faible. C'est pourquoi, il est indispensable d'interpréter les notes indi-

cielles obtenues en tenant compte de la situation altitudinale de la station.

Milieux lotiques et lenticques

• **L'IBNC** a été conçu en confrontant les préférences écologiques des taxons vis-à-vis de différents paramètres physico-chimiques caractéristiques de pollution organique. La méthode est donc adaptée pour l'étude des effets de ce type de perturbation.

On note, qu'en général, les systèmes lotiques en cours supérieur (courants rapides) seront moins sensibles aux pollutions de type organique que les systèmes lenticques des cours inférieurs (eaux lentes). En effet, dans les zones lotiques, les matières organiques sont lessivées vers l'aval alors que dans les milieux lenticques, elles stagnent puis sont transformées. C'est pourquoi, pour une pollution de même intensité, l'écart d'indice entre la situation critique et celle de référence sera souvent plus faible en zone de montagne qu'en zone de plaine (Gay, 2000).

De façon similaire, dans une même station de rivière, si les faciès lotiques sont moins perturbés que les faciès lenticques, des organismes polluo-sensibles pourront se développer dans les zones courantes, traduisant une meilleure qualité biologique. Dans ce cas, la note indicienne IBNC devra être interprétée avec prudence.

• **L'IBS** permet d'estimer les effets des perturbations mécaniques, notamment l'altération des habitats par colmatage des fonds. Ces perturbations qui simplifient la mosaïque d'habitats se traduisent par des impacts à la fois quantitatifs (diminution du nombre d'individus en général) et qualitatifs (disparition de groupes faunistiques). En réalité, dans les rivières perturbées sur substrat ultramafique, on constate généralement que ce sont surtout les faciès lenticques qui sont fortement colmatés, les faciès lotiques conservant souvent leur faune rhéophile, constituée d'organismes polluo-sensibles. Ceci peut expliquer certaines notes relativement élevées

que l'on trouve dans des rivières présentant des signes d'altération, mais avec généralement un environnement préservé (maquis minier arboré).

Habitabilité versus représentativité

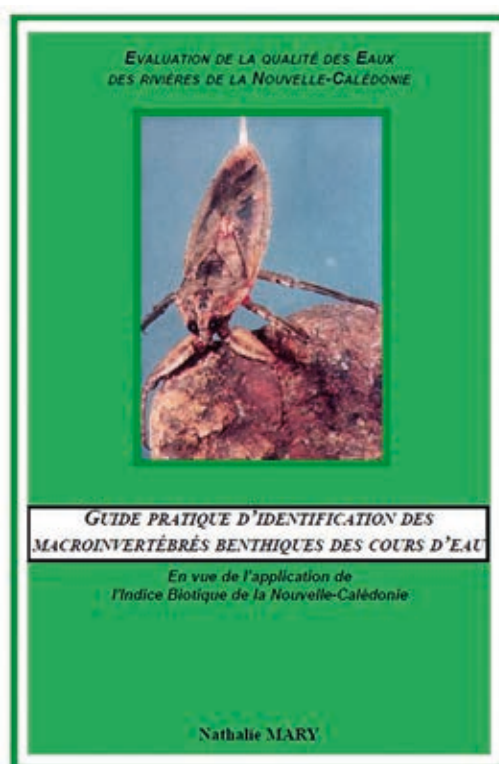
Les méthodes indicielles néo calédoniennes privilégient la prospection de substrats différents au détriment d'une bonne représentation des habitats dominants, ce qui induit probablement un biais important dans la représentativité de la faune au niveau de la station prospectée et peut masquer l'effet de certaines altérations. Ces aspects seront abordés prochainement lors de la phase d'amélioration des indices biotiques.

Influence saisonnière

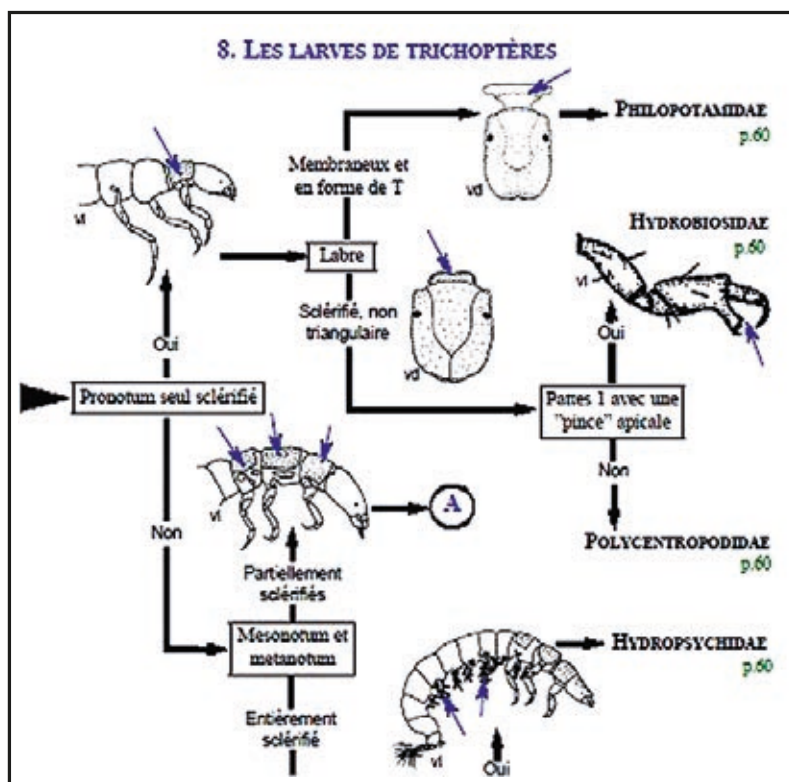
Lors de la mise au point des indices IBNC et IBS, les analyses statistiques ont montré que, pour une même station, les notes ne montraient pas de différence significative en moyennes eaux et à l'étiage. Les valeurs des indices présentent peu de variabilité temporelle au cours d'un cycle annuel.

L'utilisation des indices biotiques implique de la part de l'hydrobiologiste une bonne connaissance du terrain, du fonctionnement des hydrosystèmes et de l'écologie des organismes benthiques. La qualité biologique d'une station devra être interprétée en tenant compte de l'ensemble des caractéristiques environnementales disponibles : qualité physico-chimique de l'eau, état du substrat, nature des habitats, vitesse du courant à la station, influence anthropique, caractéristiques des rives, situation altitudinale.... La prise en compte des conditions abiotiques* permet d'éviter d'attribuer à des activités humaines des phénomènes qui seraient dus à des conditions naturelles.*

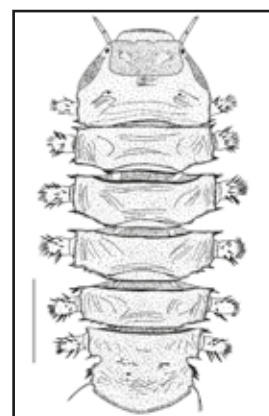
Les valeurs de l'IBNC et de l'IBS présentent peu de variabilité temporelle au cours d'un cycle annuel.



Insecte trichoptère
Philopotamidae
(©N.Mary)



Exemple de clé dichotomique
(Mary, 2000)



Insecte trichoptère
Philopotamidae
(©N.Mary)

– V –

Références bibliographiques

AFNOR, 1992. Norme Française : Essai des eaux. Détermination de l'Indice Biologique Global Normalisé (IBGN). NF T 90-350. 9 p.

AFNOR, 2006. Qualité de l'eau. Guide d'application de la norme NF T90-350 : 2004, IBGN (Détermination de l'Indice Biologique Global Normalisé). GA T90 374.

AFNOR, 2009. Qualité écologique des milieux aquatiques. Qualité de l'eau - Prélèvement des macro-invertébrés aquatiques en rivières peu profondes. Norme XP T90-333.

Agences de l'Eau, 1993. Etude bibliographique des méthodes biologiques d'évaluation de la qualité des eaux de surface continentales. Synthèse bibliographique. Etude inter-Agences 35, 259 p.+ annexes.

Camargo J.A., 1993. Macroinvertebrate surveys as a valuable tool for assessing freshwater quality in the Iberian Peninsula. Environ. Monit. Assess. 24, 71-90.

Chessman B.C., 1995. Rapid assessment of rivers using macroinvertebrates: a procedure based on habitat-specific sampling, family level identification and a biotic index. Aust. J. Ecol. 20, 122-129.

Chessman, B.C., 2003. New sensitivity grades for Australian river macroinvertebrates. Marine and Freshwater Research 54(2):95-103.

Circulaire DCE 2007/22 du 11 avril 2007, Bulletin officiel du ministère de l'Ecologie, du développement et de l'Aménagement durables.

De Pauw N., Ghetti P.F., Manzini P. & Spaggiari D.R., 1992. Biological assessment method for running water. In : Newman, Piavaux, Sweeting (eds) River Water Quality, Ecological Assessment and Control. Commission of the European Communities Bruxelles, 217-248.

Degoutte G., 2006. Diagnostic, aménagement et gestion des rivières : Hydraulique et morphologie fluviales appliquées. Eds Tec & Doc Lavoisier, 394 p.

DIREN Ile de France, 2009. Brochure Technique : méthode biologique fondée sur les invertébrés. Pratique du tri faunistique : Utilisation de la méthode de flottaison au sucre. 11p. (Document téléchargeable sur le lien : <http://www.ile-de-france.ecologie.gouv.fr/>).

Environnement Canada, 2002. Guide révisé pour les protocoles de tri des échantillons et de sous échantillonnage dans les études de suivi des effets sur l'environnement portant sur les communautés d'invertébrés benthiques. Bureau national de suivi des effets sur l'environnement, Institut national de la recherche sur les eaux. 29 p. (Document téléchargeable sur le lien : <http://www.ec.gc.ca/esee-eem/>)

Gay C., 2000. Étude des Agences de l'Eau n°00, Indice Biologique Global Normalisé I.B.G.N. NF T 90 – 350. Guide technique. 2ème édition. 36 pages. ISSN : 1161-0425.

Hawkes HA (1998) Origin and development of the Biological Monitoring Working Party score system. Water Research 32: 964-968

Hytex & Mary N., 2006. 1- Synthèse des données sur la biodiversité des écosystèmes d'eau douces de la Nouvelle Calédonie. 2- Typologie et usages. Rapport final WWF NC/Conservation International. 215 p. + annexes.

Malavoi J.R. & Souchon Y., 2002. Description standardisée des principaux faciès d'écoulement observables en rivière : clé de détermination qualitative et mesures physiques. Note technique. Bull. Fr. Pêche Piscic., 365/366. 357-372.

Mary N. & Hytec, 2007. Mise en place d'un indice biologique spécifique aux terrains miniers en Nouvelle-Calédonie. Province Sud, Province Nord, DAVAR Nouvelle Calédonie. 120 p. + annexes.

Mary N., 1999. Caractérisations physico-chimique et biologique des cours d'eau de la Nouvelle-Calédonie. Proposition d'un indice biotique fondé sur l'étude des macroinvertébrés benthiques. Thèse de doctorat, Université Française du Pacifique, 181 p. + annexes.

Mary N., 2000. Guide d'identification des macroinvertébrés benthiques des rivières de la Nouvelle-Calédonie. Ministère de l'Environnement, Service de l'Eau (Paris), Province Nord et Province Sud de la Nouvelle-Calédonie. 92 p.

Mary N. & Hytec, 2007. Mise en place d'un indice biologique spécifique aux terrains miniers en Nouvelle-Calédonie. Rapport réalisé pour la Province Sud, la Province Nord et la DAVAR. 120., 2000. Guide d'identification de la macrofaune des invertébrés benthiques des rivières de la Nouvelle-Calédonie. Ministère de l'Environnement, Service de l'Eau (Paris), Province Nord et Province Sud de la Nouvelle-Calédonie. 92 pages.

Stark J. D., 1985. A macroinvertebrate community index of water quality for stony streams. Water and Soil Miscellaneous Publication 87, 53 p. + annexes.

Stark J. D., 1993. Performance of the macroinvertebrate community index : effects of sampling method, sample replication, water depth, current velocity, and substratum on index values. New Zeal. J. Mar. Fresh. 27, 463-478.

– VI – Glossaire

Abiotique : en écologie, les paramètres abiotiques se rapportent à l'ensemble des facteurs physiques et/ou chimiques d'un écosystème agissant sur une biocénose donnée (on les oppose aux facteurs biotiques).

Benthos : ensemble des organismes végétaux et animaux qui vivent au contact du substrat dans un milieu aquatique.

Biocénose : ensemble des être vivants végétaux et animaux coexistant dans un milieu défini appelé biotope qui leur apporte les conditions physico-chimiques nécessaires à la vie.

Biogène : qui favorise le développement des êtres vivants.

Bio-indicateur : se rapporte à tout organisme vivant ou groupe d'organismes qui permet de mettre en évidence, aussi précocement que possible, une modification de la qualité d'un milieu. Un bio-indicateur doit remplir certaines conditions, notamment être relativement abondant, facile à échantillonner et à identifier et intégrer les conditions du milieu et ses variations (pollutions, améliorations).

Bio-indication : évaluation de la qualité d'un milieu au moyen d'organismes vivants reconnus pour intégrer les paramètres de leur biotope et son évolution.

Biotique : ensemble des relations entre les êtres vivants d'un écosystème (trophiques, compétitives, ...).

Diatomées : algues brunes microscopiques et unicellulaires, caractérisées par une membrane à deux valves emboîtées (ou frustule) contenant de l'acide silicique. Elles se développent dans les eaux douces, saumâtres ou salées, sur des supports variés (végétaux, pierres, galets,

troncs, branchages, ...) et constituent de bons bio-indicateurs de la qualité des eaux.

Doline : cavité creusée par l'érosion dans des reliefs karstiques dans laquelle s'accumulent des argiles de décalcification. Les dolines constituent dans certaines régions les seules zones où existent des sols susceptibles d'être mis en culture (Ramade, 1998).

Dulçaquicole : relatif à l'eau douce.

Etiage : période du cycle annuel où un cours d'eau atteint ses plus bas débits.

Hélophyte : plante des bords des cours d'eau et plans d'eau qui développe son appareil végétatif au-dessus de l'eau.

Hydrophyte : toute plante qui développe la totalité de son appareil végétatif dans l'eau.

Hydrosystème : système écologique complexe associant un ou plusieurs écosystèmes aquatiques à des écosystèmes terrestres contigus constituant une mosaïque d'écosystèmes dénommée paysage (Ramade, 1998).

Lentique (ou lénitique) : désigne les biotopes et les êtres vivants propres aux écosystèmes d'eaux calmes à renouvellement lent (lacs, marécages, étangs, ect...) par opposition aux milieux d'eaux courantes qui correspondent aux écosystèmes lotiques (Ramade, 1998).

Lit majeur : zone potentiellement inondable lors des crues exceptionnelles. Hors du lit majeur, le risque d'inondation fluviale est nul (ce qui n'exclut pas le risque d'inondation par ruissellement pluvial, en zone urbanisée notamment).

Lit mineur ou chenal principal : partie du lit délimité par les berges dans laquelle s'effec-

tue la quasi totalité du temps l'intégralité de l'écoulement en dehors des périodes de très hautes eaux et de crues débordantes (écoulement habituel).

Lit moyen : espace fluvial, ordinairement occupé par la végétation des berges, sur lequel s'écoulent les crues aux périodes de retour de 1 à 10 ans en moyenne. Le lit moyen est donc soumis à un risque fréquent d'inondation. Cet espace est soumis à de fortes érosions et transports solides lors des crues.

Lotique : qui est propre aux eaux courantes.

Macroinvertébrés : organismes aquatiques dont la taille est supérieure au millimètre en fin de développement larvaire. Ceux qui colonisent le fond des cours d'eau ou plans d'eau sur des supports minéraux ou végétaux sont qualifiés de benthiques. Ce sont majoritairement des vers (oligochètes), des acariens, des crustacés, des mollusques et des larves d'insectes.

Macrophyte (macrophyte) : plante aquatique visible à l'œil nu (plantes vasculaires, bryophytes, characées et macro-algues).

Mouille : faciès de type lentique caractérisé par une épaisseur d'eau importante et de faibles vitesses d'écoulement.

Oligochète : vers composés de segments semblables portant des faisceaux de soies, vivants dans les milieux aquatiques et terrestres, au contact du substrat.

Phylum : embranchement.

Polluo-sensible : organisme exigeant une bonne qualité de l'eau ; on le trouvera dans les milieux exempts de perturbation majeure.

Polluo-résistant : organisme tolérant des milieux fortement perturbés (pollués).

Radier : faciès d'écoulement caractérisé par des vitesses assez fortes, une faible profondeur et des fonds caillouteux. S'oppose à la «mouille».

Résilience : caractérise la capacité d'un écosystème à résister à une perturbation ou à une

accumulation de changements et à continuer à perdurer.

Rhéocrènes : ce sont les sources qui littéralement jaillissent du sol et s'écoulent immédiatement de manière lotique pour former un ruisseau.

Rhéophile : caractérise un milieu à courant fort et les organismes adaptés à vivre dans ces milieux.

Saprophile : espèce inféodée aux substrats riches en matière organique en voie de décomposition.

Systématique (§ taxonomie) : science dont l'objectif est de chercher, par l'analyse des données biologiques disponibles, à établir une classification synthétique des êtres vivants, représentative de leurs liens de parenté et de leur histoire évolutive.

Taxon : désigne une espèce ou un groupe d'espèces ayant des caractéristiques morphologiques et anatomiques proches. Un taxon peut concerner n'importe quel niveau systématique (embranchement, ordre, famille, genre, espèce).

Taxonomie (taxinomie) : science qui s'attache à décrire et à regrouper les êtres vivants en entités appelées taxons afin de pouvoir les nommer et les classer.

Tronçon : portion de cours d'eau (quelques centaines de mètres à quelques kilomètres) qui présente une relative homogénéité. La confluence avec un affluent, des modifications de la morphologie du lit ou de la vallée peuvent induire un changement de tronçon.

Annexes

ANNEXE 1

LISTE DE MATÉRIEL POUR LA CAMPAGNE
D'ÉCHANTILLONNAGE ET LES ANALYSES BIOLOGIQUES

ANNEXE 2

FICHE D'ACCÈS AUX STATIONS

ANNEXE 3

RELEVÉS DE TERRAIN - DONNÉES MÉSOLOGIQUES
ET FAUNISTIQUES

ANNEXE 4

LISTES FAUNISTIQUES ET CALCUL DES INDICES

ANNEXE 5

AUTRES MÉTRIQUES DE CARACTÉRISATION
DE LA QUALITÉ DES MILIEUX DULÇAQUICOLES

ANNEXE 1

Liste de matériel pour la campagne d'échantillonnage et les analyses biologiques à utiliser à titre d'aide mémoire avant chaque jour d'échantillonnage

Documents

- ☐ Guide méthodologique
- ☐ Plan de prélèvement (avec les coordonnées précises des stations)
- ☐ Cartes de localisation des stations d'échantillonnage (IGN au 1/50000)
- ☐ Fiches d'accès (annexe 2) et fiches de terrain (annexe 3), en nombre suffisant pour couvrir les stations à échantillonner le jour même + quelques unes supplémentaires.
- ☐ Bloc note, crayons
- ☐ Coordonnées utiles : client, propriétaires, laboratoires, premiers secours, etc .
- ☐ Marqueurs à encre indélébile pour identifier les échantillons faunistiques et crayons papier + taille crayon + gomme et étiquettes pour les flacons + adhésif transparent grande largeur pour recouvrir les étiquettes

Instruments de mesure in situ (à transporter dans leur caisson de transport respectif)

- ☐ Oxymètre et membranes de rechange
- ☐ Conductimètre et tampons d'étalonnage
- ☐ ph-mètre et tampons d'étalonnage
- ☐ Turbidimètre
- ☐ Pièces de rechange, piles de rechange
- ☐ Flacon d'eau déminéralisée pour nettoyer les appareils
- ☐ Mouchoirs en papier
- ☐ Manuels d'utilisation des instruments de mesure in situ

Dispositif d'échantillonnage

- ☐ Échantillonneur de type « Surber » (maille de diamètre 250 μ m) et filet de rechange
- ☐ Petit filet à main de même maille
- ☐ Bassine
- ☐ Flacons pour les échantillons faunistiques (5 / station)+ quelques stations en plus

Matériel divers

- ☐ GPS avec coordonnées stations enregistrées
- ☐ Penta/décamètre
- ☐ Lasermètre/télémètre
- ☐ Peinture ou ruban pour repérer une station
- ☐ Appareil photo (et piles de rechange)
- ☐ Tubes ou petits piluliers
- ☐ Ethanol à 95% (éventuellement de l'alcool dénaturé)
- ☐ Gants
- ☐ Essuie-tout
- ☐ Sacs de plastique
- ☐ Sac à dos, eau
- ☐ Trousse de secours complète + aspi venin (piqûre de guêpe et antihistaminique)
- ☐ Téléphone portable + chargeur + carte téléphone pour cabine en brousse
- ☐ Caisse à outils (entretien mécanique), bombe anti-crevaison
- ☐ Machette, couteau
- ☐ Vêtements de rechange secs
- ☐ Paire de cuissardes
- ☐ Lampe de poche (frontale)
- ☐ Câble et corde
- ☐ Crème solaire et insecticide
- ☐ Chapeau
- ☐ Chaussures de sécurité, casque, gilet
- ☐ Chaussures pour marcher dans l'eau

Matériel pour le traitement biologique des échantillons faunistiques

- ☐ loupe binoculaire
- ☐ pinces à dissection, tubes (5 ml) et portoirs de tubes
- ☐ boîtes de pétri, pissettes avec éthanol 70%
- ☐ guide d'identification (Mary, 2000)

Fiche d'accès aux stations

[illegible]

ANNEXE 3**Relevés de terrain - Données mésologiques et faunistiques**

1- IDENTIFICATION DE LA STATION			
Nom du cours d'eau		Date	
Station (nom ou code)		Heure	h
Organisme préleveur		Nom de l'opérateur ?	
Coordonnées de la station	☐ GPS ☐ carte IGN X (m) : Y (m) :		
Système de réf./ projection :	☐ IGN72/UTM fuseau 58 ☐ WGS84/UTM fuseau 58 ☐ RGNC91/Lambert NC		
Altitude sur carte IGN	m		

2- ENVIRONNEMENT GENERAL	
Environnement global rive droite	☐ forêt ☐ cultures ☐ zone urbanisée ☐ zone agricole ☐ savane à niaoulis ☐ mine ☐ autre, à préciser :
Environnement global rive gauche	☐ forêt ☐ cultures ☐ zone urbanisée ☐ zone agricole ☐ savane à niaoulis ☐ mine ☐ autre, à préciser :
Pente à la station	☐ faible ☐ moyenne ☐ forte
Granulométrie dominante	
Nature géologique du B.V. à la station	☐ ultramafique ☐ volcano-sédimentaire ☐ autre (à préciser)
Sources d'interférence	☐ traces d'hydrocarbures ☐ présence de bétail ☐ rejet d'eaux usées
Phénomène anormal observé	☐ odeur et/ou couleur inhabituelle de l'eau ☐ poissons morts ☐ croissance d'algues excessive ☐ feux de forêt ☐ autre, à préciser :

3- CONDITIONS D'OBSERVATION	
Hydrologie :	☐ étiage sévère ☐ basses eaux, étiage normal ☐ moyennes eaux ☐ hautes eaux
Traces de laisses de crues ou pluie importante ayant précédé l'échantillonnage (à préciser) ? :	
☐ non ☐ oui quand ? (nb jours):	
Météo :	☐ soleil ☐ nuageux ☐ pluie fine ☐ crépuscule
Couleur eau :	☐ claire ☐ légèrement trouble ☐ trouble Fond visible : ☐ oui ☐ non
Photos (noter les particularités) :	

4- CARACTERISATION PHYSICO-CHIMIQUE DE LA STATION			
	appareil	Date dernier étalonnage	Valeurs mesurées <i>in situ</i>
Conductivité			μS/cm Temp. de réf. : °C
Oxygène dissous / température			mg/l °C %
pH			
Turbidité			NTU

6 - IDENTIFICATION DES SUBSTRATS EXISTANTS DANS LA STATION						
Habitabilité	Substrat (granulométrie)	% de recouvrement	Vitesse (V) en cm/s			
			Cascade V> 150	Rapide 150>V>75	Moyenne 75>V>25	Faible à nulle V<25
11	Bryophytes					
10	Hydrophytes					
9	Litières					
8	Chevelus racinaires / troncs, branchages					
7	Pierres, galets (25 à 250 mm)					
6	Blocs soulevables à la main (> 250 mm) inclus dans une matrice de pierres et galets					
5	Graviers (2 à 25 mm)					
4	Vases : sédiments fins (< 0,1 mm) avec débris organiques fins					
3	Sables et limons (< 2 mm)					
2	Fines latéritiques (< 2 mm)					
1	Algues					
0	roches, dalles, argiles compactes.....					

Les classes de vitesses dans lesquelles sont trouvés les différents substrats sont notées selon leur importance : +++ : majoritairement représentée, ++ : moyennement représentée, + : peu représentée.

7 - CARACTÉRISTIQUES DES PRÉLÈVEMENTS UNITAIRES RÉALISÉS							
Prélèvement	Substrat	Vitesse du courant	Hauteur d'eau (cm)	Substrat		Végétation	
				Colmatage (nul, faible, moyen, fort)	Stabilité (stable, moyennement stable, instable)	Nature	Abondance (%)
P1							
P2							
P3							
P4							
P5							
P6							
P7							
P8							
P9							
P10							

Nombre de flacons prélevés :

Echantillons fixés dans :

Remarques relatives à l'échantillonnage :

Listes faunistiques et calcul des indices biotiques (IBNC et IBS)

Embranchement	Classe / sous-classe	Ordre	Famille	Genre et espèce	Abréviation	Nombre d'individus					Remarques	présence/absence taxons	calcul IBNC	calcul IBS	
						Score IBNC	Score IBM	prél.1/5	prél.2/5	prél.3/5					prél.4/5
Plathelminthes* Némathelminthes Némertiens* Annélides	Nématodes* Oligochètes* Achètes* Gastéropodes Prosobranches				Pla	3	9					0	0	0	
					Net	1	3						0	0	
					Nem	3	7						0	0	
			Naididae	Oi	3	2							0	0	
Mollusques	Gastéropodes Prosobranches				Ach	2						0	0	0	
			Neritidae	Ner	5							0	0	0	
			Hydrobiidae*	Hyl	5	4						0	0	0	
			Thiaridae	Mel	6	5						0	0	0	
					Med	3						0	0	0	
	Gastéropodes Pulmonés		Planorbidae	Gyraulus*	Gyl	6						0	0	0	
				Physastra*	Phy	3						0	0	0	
				Physa acuta								0	0	0	
			Lymnaeidae		Lym							0	0	0	
Arthropodes	Crustacés Ostracodes Crustacés Copépodes Crustacés Malacostracés				Os							0	0	0	
					Cop								0	0	0
					Ipo								0	0	0
			Amphipodes*	Amph	8	7							0	0	0
		Décapodes	Atyidae*	At	5							0	0	0	
			Grapsidae	Grap								0	0	0	
			Hymenostomatidae*	Hys	5							0	0	0	
			Palaemonidae	Pal								0	0	0	
	Hydracariens Insectes Aptérygotes			Hyd								0	0	0	
		Collembole		Col								0	0	0	
	Insectes Prétygotes	Ephéméroptères	Leptoptelebiidae	Amoa* spp.	Amo	8	9					0	0	0	
				Celiphlebia*	Cep	7	8					0	0	0	
				Fasciambius*	Fas	7	9					0	0	0	
				Karlona	Kar							0	0	0	
				Kouma*	Kou	8	9					0	0	0	
				Lepegenia*	Leg	10	8					0	0	0	
				Lepeorus*	Leo	6	7					0	0	0	
				NG4*	Ng4	7	10					0	0	0	
				NG A	NgA							0	0	0	
				NG B	NgB							0	0	0	
				Notachalcus* corbassoni	Noc	6	8					0	0	0	
				Oumnas	Oum	9	7					0	0	0	
				Ounia* Iolsoni	Oun	9	9					0	0	0	
				Papposa	Pap		10					0	0	0	
				Paraluma	Par		4					0	0	0	
				Pelocranitha	Pel							0	0	0	
				Poya*	Poy	10						0	0	0	
				Simulacala*	Sia	7	7					0	0	0	
				Tenagophila*	Ten	10	9					0	0	0	
				Tindea*	Tin	9	7					0	0	0	
			Baetiidae									0	0	0	

Guide méthodologique et technique

Embranchement	Classe / sous-classe	Ordre	Famille	Genre et espèce	Abréviation	Nombre d'individus							Remarques	présence/ absence taxons	calcul IBNC	calcul IBS	
						Score IBNC	Score IBM	pré1.1/5	pré1.2/5	pré1.3/5	pré1.4/5	pré1.5/5					Total
		Lepidoptères			Lep								0	0	0		
		Odonatoptères	Aeshnidae		Aes								0	0	0		
			Coenagrionidae		Coe								0	0	0		
			Corduliidae*		Cod	5							0	0	0		
			Isostictidae*	Isosticta spp.	Is	7	7						0	0	0		
			Lesidae		Les								0	0	0		
			Libellulidae		Lib	5	3						0	0	0		
			Megapodagrionidae*		Meg	9	6						0	0	0		
			Synthemistidae*		Syn	6	8						0	0	0		
Arthropodes	Insectes Pterygotes	Hétéroptères	Belostomatidae		Bel								0	0	0	0	
			Corixidae		Cox									0	0	0	0
			Geridae		Ger									0	0	0	0
			Hydrometridae		Hym									0	0	0	0
			Leptopodidae		Let									0	0	0	0
			Mesoveliidae		Mes									0	0	0	0
			Notonectidae		Not									0	0	0	0
			Ochteridae		Och									0	0	0	0
			Pleidae		Ple									0	0	0	0
			Velidae*		Vel			7	6					0	0	0	0
			Blephariceridae*		Ble			10	4					0	0	0	0
			Ceratopogonidae		Cer	Ceratopogoninae* spp.		6	3					0	0	0	0
					For	Forcipomyiinae* Chironomini* indéterminés		8	8					0	0	0	0
					Chi			4	4					0	0	0	0
					Chus	Chironomus* Chironomini Harrisius* spp.		1	4					0	0	0	0
					Har			6	4					0	0	0	0
					Cor	Orthocladiinae Corynoneura* spp.		6	7					0	0	0	0
						Orthocladiinae* spp.		Ot	2	4					0	0	0
			Pseudochironomini		Pse	8	9					0	0	0	0		
			Tanypodinae* spp.		Tanp	5						0	0	0	0		
			Tanytarsini		Tan							0	0	0	0		
			Culicidae		Cul							0	0	0	0		
			Dixidae*		Dix	9	9					0	0	0	0		
			Dolichopodidae		Dol							0	0	0	0		
			Empididae*		Emp	8	6					0	0	0	0		
			Ephyridae		Eph							0	0	0	0		
			Limoniidae*		Lim	4	5					0	0	0	0		
			Psychodidae*		Psy	4	10					0	0	0	0		
			Simuliidae	Simulium neonatipes	Sim		6					0	0	0	0		
			Stratiomyidae		Stra							0	0	0	0		
			Syrphidae		Syr	1						0	0	0	0		
			Muscidae		Mus							0	0	0	0		
			Tabanidae		Tab	5	3					0	0	0	0		
			Tanyderidae		Tad							0	0	0	0		

Indice Biotique de la Nouvelle-Calédonie et Indice Biosédimentaire

Guide méthodologique et technique

Embranchement	Classe / sous-classe	Ordre	Famille	Genre et espèce	Abréviation	Score		Nombre d'individus					Remarques	présence/absence taxons	calcul IBNC	calcul IBS
						IBNC	Score IBM	prél.1/5	prél.2/5	prél.3/5	prél.4/5	prél.5/5				
		Trichoptères	Ecnomidae*		Ec	8	4					0		0	0	0
			Hydroptilidae*		Hyt	5	3					0		0	0	0
			Helicophidae*		Heph	9						0		0	0	0
			Helicopsychidae*		Hep	8	8					0		0	0	0
			Hydrobiosidae*		Hyb	7	6					0		0	0	0
			Hydropsychidae		Hyp							0		0	0	0
			Kokiidae		Kok	10						0		0	0	0
			Leptoceridae	N. gen. D sp.	NgD	9						0		0	0	0
				N. gen. F sp.	NgF		10					0		0	0	0
				Gracilpsodes sp.	Gra	7	8					0		0	0	0
				Symphononeuria* sp.	Sym	9	9					0		0	0	0
				Oecetis sp.	Oec	6	6					0		0	0	0
				Triptectides* sp.	Tri	6	8					0		0	0	0
				Triplexa sp.	Trx							0		0	0	0
			Philopotamidae*		Phi	9	9					0		0	0	0
			Polycentropodidae*		Pol	8	6					0		0	0	0
			Curculionidae		Cur							0		0	0	0
		Coléoptères	Dytiscidae*		Dys	8						0		0	0	0
			Gyrinidae		Gyn							0		0	0	0
			Scirtidae/Helodidae		Sci		7					0		0	0	0
			Hydraenidae*		Hya	8	7					0		0	0	0
			Hydrophilidae*		Hyph	5	5					0		0	0	0
Abondance totale par prélèvement																
								0	0	0	0	0				

1 : 1 à 3 individus, 2 : 4 à 20 individus, 3 : 21 à 100 individus, 4 : 101 à 500 individus, 5 : > 500 individus ;
*taxon pris en compte dans le calcul de l'indice biotique de la Nouvelle-Calédonie (IBNC)

	Totale	IBNC	IBS
Richesse taxonomique (nombre de taxons)	0	0	0
Somme des scores des taxa indicateurs		0	0
Indice Biotique			
Qualité biologique			

ANNEXE 5

Autres métriques de caractérisation de la qualité des milieux dulçaquicoles

Les méthodes IBNC et IBS permettent de caractériser la qualité biologique des systèmes d'eau courante peu profonds. Elles s'avèrent mal adaptées pour l'étude d'autres types de milieux dulçaquicoles*, en particulier les canaux et fossés, les cours d'eau temporaires, les plans d'eau naturels et artificiels dont les dolines.

Pour ces milieux, il sera possible d'utiliser des indices de diversité ou des métriques de description de la structure des communautés biologiques. Ces paramètres se basent souvent sur l'abondance et la diversité taxonomique. Cependant, ils ne témoignent pas de la qualité écologique du milieu, mais permettent de comparer des stations entre elles ou d'évaluer l'évolution temporelle de la composition faunistique d'une station.

Les indices de diversité se fondent sur le principe selon lequel les communautés faunistiques sont relativement diversifiées dans un milieu non perturbé (richesse spécifique élevée et uniformité de distribution). Les stress qui surviennent (pollutions diverses, aménagements...) ont en général pour conséquence la réduction de la diversité spécifique, les conditions de vie devenant difficiles pour certaines espèces (Agences de l'Eau, 1993).

Parmi les plus utilisés, figurent :

- La richesse taxonomique totale ;
- La densité faunistique ;
- L'abondance relative en insectes diptères Chironomidae, ces derniers étant reconnus comme tolérants à une large gamme de perturbations, et en particulier aux pollutions de type sédimentaire ;
- L'abondance relative en GOLD (mollusques Gastéropodes + Oligochètes + insectes Diptères) et le nombre de taxa équivalents ;
- L'indice de diversité de Margalef D fondé sur le nombre d'espèces et le nombre total d'individus de la population considérée.

$D = S - 1 / \ln N$ (où N représente l'effectif total de l'échantillon considéré et S le nombre d'espèces de l'échantillon). En général, plus le nombre S d'espèces recensées est important pour un nombre d'individus examiné, plus l'indice est élevé, plus la diversité est grande.

- l'indice de diversité de Shannon (1949) H' fondé sur le nombre d'espèces et la régularité de leur distribution de fréquence. $H' = - \sum p_i \log_2 p_i$ où p_i représente l'abondance relative de l'espèce i dans l'échantillon ($p_i = n_i/N$).

H' fluctue entre 0 et $\log_2 S$. Un indice de Shannon élevé correspond à des conditions de milieu favorables permettant l'installation de nombreuses espèces. Généralement, la valeur de H' se situe entre 0,5 (très faible diversité) et 4,5 ou 5 (communautés les plus diversifiées).

- L'indice de régularité ou d'équitabilité J de Pielou qui correspond au rapport de la diversité H' à la diversité maximale pouvant être obtenue avec le même nombre de taxa ($H'_{\max} = \log_2 S$)

$$J = H' / H'_{\max} = H' / \log_2 S$$

L'indice d'équitabilité J varie entre 0 et 1 (lorsqu'il est proche de 0, cela signifie qu'une espèce domine largement dans la communauté benthique ; lorsqu'il équivaut à 1, toutes les espèces ont la même abondance). Pour beaucoup d'écologistes, une équitabilité élevée est l'indice d'un peuplement équilibré.

Les méthodes sus-citées pourront également être utilisées pour affiner le diagnostic dans le cadre d'étude de rivières, en complément de l'IBNC et/ou de l'IBS.

Un autre indice est souvent utilisé pour les eaux courantes. Il s'agit de l'indice EPT (Éphéméroptères, Plécoptères et Trichoptères). Celui-ci correspond à la somme des taxa en insectes éphéméroptères, plécoptères et trichoptères, groupes connus pour contenir de nombreux taxons polluo-sensibles et qui constituent la base des méthodes biologiques d'évaluation de la qualité des milieux aquatiques. Les plécoptères étant absents de Nouvelle-Calédonie, l'indice EPT représente la richesse taxonomique en insectes éphéméroptères et trichoptères récoltés. Dans des milieux de bonne ou d'excellente qualité biologique de la Nouvelle-Calédonie, la richesse taxonomique est généralement supérieure à 30, l'abondance relative en diptères Chironomidae inférieure à 5%, l'indice de Margalef compris entre 5 et 7, l'EPT entre 15 et 20 et l'abondance relative en EPT supérieure à 30% ¹.

Enfin, les analyses statistiques multivariées peuvent permettre de mettre en correspondance la distribution des biocénoses avec les facteurs du milieu. Leur principe est de résumer l'information contenue dans un grand tableau de données et de visualiser, à l'aide de représentations graphiques simples, les ressemblances entre les observations et les liaisons entre les variables. Ces analyses sont particulièrement recommandées dès que l'information disponible est abondante.

¹ Ces valeurs de référence concernent des milieux d'eau courante exempts de perturbation, localisés dans des rivières drainant des substrats péridotiques et étudiés lors de la mise au point de l'IBS.

Hytec

