



Canadian Council of Ministers
of the Environment Le Conseil canadien
des ministres
de l'environnement

**MANUEL DES PROTOCOLES
D'ÉCHANTILLONNAGE POUR L'ANALYSE DE LA
QUALITÉ DE L'EAU AU CANADA**

PN 1462

ISBN 978-1-896997-79-7 PDF

TABLE DES MATIÈRES

COMMENT UTILISER CE MANUEL	1
1.0 INTRODUCTION	1
1.1 Échantillonnage de la qualité de l'eau – importance d'effectuer un échantillonnage ADÉQUAT pour obtenir de BONS résultats ANALYTIQUES	3
1.2 Accréditation et choix des laboratoires.....	5
1.3 Assurance et contrôle de la qualité en matière d'échantillonnage	8
2.0 PROTOCOLES GÉNÉRAUX DE SÉCURITÉ EN MATIÈRE	15
D'ÉCHANTILLONNAGE.....	15
2.1 PROTOCOLE RELATIF À L'ANALYSE DE LA SÉCURITÉ DES TÂCHES ET AUX FORMULAIRES D'INTERVENTION.....	17
2.2 PROTOCOLE DE SÉCURITÉ POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DEPUIS UN PONT	18
2.3 PROTOCOLE DE SÉCURITÉ POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DEPUIS UNE EMBARCATION OU UN AÉRONEF	20
2.4 PROTOCOLE DE SÉCURITÉ POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DEPUIS LA RIVE.....	22
2.5 PROTOCOLE DE SÉCURITÉ POUR L'ÉCHANTILLONNAGE À GUÉ.....	23
2.6 PROTOCOLE DE SÉCURITÉ POUR L'ÉCHANTILLONNAGE SUR LA GLACE.....	24
2.7 PROTOCOLES GÉNÉRAUX DE SÉCURITÉ RELATIFS À LA CONSERVATION DES ÉCHANTILLONS SUR LE TERRAIN	26
3.0 PROTOCOLE DE NETTOYAGE DE L'ÉQUIPEMENT D'ÉCHANTILLONNAGE	28
4.0 PROTOCOLES GÉNÉRAUX POUR LA PRISE DE NOTES SUR LE TERRAIN.....	34
4.1 PROTOCOLES GÉNÉRAUX RELATIFS À LA CHAÎNE DE POSSESSION	36
4.2 PROTOCOLE POUR L'ENTREPOSAGE ET L'EXPÉDITION DES ÉCHANTILLONS.....	38
5.0 PROTOCOLE GÉNÉRAL POUR LA FILTRATION SUR LE TERRAIN.....	40
5.1 PROTOCOLE POUR LA FILTRATION DES ÉCHANTILLONS EN VUE DE L'ANALYSE DU PHOSPHORE ET DES ÉLÉMENTS NUTRITIFS.....	42
5.2 PROTOCOLE POUR LES MESURES DE TERRAIN CLASSIQUES.....	44
6.0 PROTOCOLE POUR LES MÉTHODES GÉNÉRALES D'ÉCHANTILLONNAGE	48

6.1	PROTOCOLES GÉNÉRAUX POUR LES MESURES AU MOYEN D'UN DISQUE DE SECCHI.....	51
6.2	PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COLONNE D'EAU	53
6.2.1	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COLONNE D'EAU DEPUIS UNE EMBARCATION OU UN AÉRONEF	53
6.2.2	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COLONNE D'EAU DEPUIS UN PONT	55
6.2.3	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COLONNE D'EAU SOUS LA GLACE.....	57
6.2.4	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COLONNE D'EAU EN PROFONDEUR DANS LES LACS ET LES COURS D'EAU	60
6.2.5	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DEPUIS LA RIVE	64
6.2.6	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE À GUÉ	65
6.2.7	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE À L'AIDE D'UN MULTIÉCHANTILLONNEUR.....	68
6.2.8	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE COMPOSITE	70
6.2.9	PROTOCOLE DE PRÉLÈVEMENT D'ÉCHANTILLONS INTÉGRÉS OU D'ÉCHANTILLONS COMPOSITES INTÉGRÉS.....	71
6.3	PROTOCOLE D'ANALYSE DES CARACTÉRISTIQUES PHYSIQUES, DES ÉLÉMENTS NUTRITIFS, DES IONS ET DES MÉTAUX DANS LES ÉCHANTILLONS INSTANTANÉS	73
6.4	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COUCHE SUPERFICIELLE	75
6.5	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE AUTOMATISÉ (SONDES MULTIPARAMÈTRES).....	77
6.6	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE BACTÉRIOLOGIQUE	82
6.7	PROTOCOLE GÉNÉRAL DE PRÉLÈVEMENT D'ÉCHANTILLONS D'EAU POUR LES ESSAIS BIOLOGIQUES EN LABORATOIRE	85
6.8	PROTOCOLE POUR LA CHLOROPHYLLE A	86
6.9	PROTOCOLE POUR LE MERCURE.....	87
6.10	PROTOCOLE DE DÉPISTAGE DES SOURCES DE POLLUTION MICROBIENNE.....	90
6.11	PROTOCOLE DE DÉTECTION DU RAYONNEMENT PHOTOSYNTHÉTIQUEMENT ACTIF (RPA)	91
6.12	PROTOCOLE POUR LES PROTOZOAIRES	92
6.13	PROTOCOLE POUR LES CONTAMINANTS ORGANIQUES À L'ÉTAT DE TRACES ET LES PESTICIDES	94
6.14	PROTOCOLE POUR LES RADIONUCLÉIDES.....	99
7.0	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DES SÉDIMENTS	100

	7.1	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DES SÉDIMENTS CONCERNANT LES ÉLÉMENTS NUTRITIFS, LES MÉTAUX ET LES CARACTÉRISTIQUES PHYSIQUES.....	100
	7.2	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DES SÉDIMENTS À L'AIDE D'UN ÉCHANTILLONNEUR À ÉMULSION D'AIR	106
	7.3	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE SÉDIMENTS EN SUSPENSION	108
	7.4	PROTOCOLE DE MESURE DE LA DEMANDE EN OXYGÈNE DES SÉDIMENTS.....	111
8.0		PROTOCOLES DE PRÉLÈVEMENT DES POISSONS	115
	8.1	PRÉVENTION DE LA PROPAGATION D'ESPÈCES AQUATIQUES ENVAHISSANTES	115
	8.2	PROTOCOLES DE PRÉLÈVEMENT DES POISSONS ET DE PRÉPARATION DES TISSUS	115
	8.3	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE AU MOYEN DE FILETS MAILLANTS.....	116
	8.4	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE AU MOYEN DE SENNES DE RIVAGE.....	119
	8.5	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE AU MOYEN DE LIGNES FIXES	121
	8.6	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE PAR PÊCHE ÉLECTRIQUE.....	122
	8.7	PROTOCOLE POUR LA PÊCHE AU MOYEN D'UN VERVEUX.....	123
	8.9	PROTOCOLE DE PRÉPARATION DES TISSUS DE POISSONS.....	125
	8.10	PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE PARASITES DANS LES POISSONS	127
9.0		PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS.....	130
	9.1	PRÉVENTION DE LA PROPAGATION D'ESPÈCES AQUATIQUES ENVAHISSANTES	130
	9.2	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS DANS LES COURS D'EAU.....	130
	9.3	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS AU MOYEN DE LA TECHNIQUE BOTTE-FILET MOBILE EN LACS	133
	9.4	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS À L'AIDE DE LA TECHNIQUE BOTTE-FILET MOBILE EN COURS D'EAU.....	135
	9.5	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS AVEC UN FILET DÉRIVANT	138
	9.6	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS AVEC UN FILET SURBER.....	139
	9.7	PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS AVEC UN ÉCHANTILLONNEUR DE HESS	141

9.8	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DES INVERTÉBRÉS À L'AIDE D'UN ÉCHANTILLONNEUR DE NEILL 142	
9.9	PROCOLE POUR LE PRÉLÈVEMENT D'UN ÉCHANTILLON INSTANTANÉ D'INVERTÉBRÉS	146
9.10	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS À L'AIDE DE SUBSTRATS ARTIFICIELS	147
9.11	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS EN MILIEU HUMIDE	149
9.12	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS DANS DES SÉDIMENTS MEUBLES.....	152
	FIGURE 20	155
9.13	PROCOLE POUR LE TRAITEMENT DES ÉCHANTILLONS D'INVERTÉBRÉS.....	156
9.14	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS EN VUE DE L'ANALYSE DE LEURS TISSUS.....	160
9.15	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DES BIVALVES ET AUTRES MOLLUSQUES.....	162
10.0	PROCOLE POUR LES ESSAIS BIOLOGIQUES	164
10.1	PROCOLE POUR LES ESSAIS BIOLOGIQUES <i>IN</i> <i>SITU</i> SUR ŒUFS DE SALMONIDÉS.....	164
10.2	PROCOLE POUR LES ESSAIS BIOLOGIQUES <i>IN</i> <i>SITU</i> SUR POISSONS EN CAGE	166
11.0	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE MACROPHYTES.....	168
11.1	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE MACROPHYTES DANS LES LACS.....	168
11.2	PROCOLE POUR L'INVENTAIRE DE SURFACE DES MACROPHYTES.....	171
11.3	PROCOLE POUR LE RECENSEMENT DES MACROPHYTES SUIVANT DES POINTS D'INTERSECTION	174
11.4	PROCOLE POUR LE RECENSEMENT DES MACROPHYTES SUIVANT DES DROITES D'INTERSECTION	176
11.5	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DES MACROPHYTES PAR TRANSECTS DIVISÉS EN QUADRATS	179
11.6	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DES MACROPHYTES DANS LES COURS D'EAU.....	182
11.7	PROCOLE POUR LA CLASSIFICATION TAXONOMIQUE DES MACROPHYTES.....	185
11.8	PROCOLE POUR L'ANALYSE DES TISSUS DE MACROPHYTES	187
12.0	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE BIOFILMS.....	188
12.1	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE BIOFILMS.....	188
12.2	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE BIOFILMS – MÉTHODE DU CAROTTAGE DANS LE SABLE	194

13.0	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE PHYTOPLANCTON.....	195
14.0	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE MOULES EN VUE DE L'ANALYSE DES MÉTAUX ET DES COMPOSÉS ORGANIQUES PRÉSENTS À L'ÉTAT DE TRACES.....	197
15.0	PROCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE ZOOPLANCTON	199
	GLOSSAIRE	202
	RÉFÉRENCES	206

LISTE DES FIGURES

Figure 1	Exemple d'appareil de filtration.....	41
Figure 2	Technique pour prélever des échantillons instantanés manuellement.....	50
Figure 3	Mesures au moyen d'un disque de Secchi.....	52
Figure 4	Échantillonnage depuis un pont	55
Figure 5	Échantillonneur d'eau en profondeur Van Dorn – configurations horizontale et verticale	63
Figure 6	Procédure pour le prélèvement d'un échantillon.....	67
Figure 7	Multiéchantillonneur	69
Figure 8	Tubes d'installation	82
Figure 9	Système assemblé d'échantillons des protozoaires	94
Figure 10	Carottier de type Kajak-Brinkhurst	103
Figure 11	Filet maillant tendu à partir du rivage	119
Figure 12	Senne	121
Figure 13	Principaux types d'échantillonneurs d'invertébrés.....	133
Figure 14	Technique botte-filet mobile pour les lacs	135
Figure 15	Technique botte-filet mobile pour les cours d'eau totalement ou partiellement franchissables à gué.....	138
Figure 16	Technique botte-filet pour le transect d'un grand cours d'eau.....	138
Figure 17	Technique botte-filet pour le transect d'un petit cours d'eau.....	138
Figure 18	Méthode de prélèvement d'échantillons instantanés dans les courants d'eau non franchissables à gué.....	138
Figure 19	Méthodes de prélèvement du benthos en milieu humide	151
Figure 20	Échantillonneurs employés dans les sédiments meubles.....	156
Figure 21	Exemple de parcours pouvant être décrit pour effectuer un inventaire de surface sur un petit lac	174
Figure 22	Exemple d'utilisation des cartes de distribution des macrophytes sur une échelle temporelle.....	182
Figure 23	Filet traînant à zooplancton	201
Figure 24	Calcul du volume d'eau filtré	202

LISTE DES PHOTOS

Photo 1	Échantillons envoyés aux laboratoires pour les essais d'aptitude	6
Photo 2	Certificats d'accréditation dans un laboratoire	7
Photo 3	Détournement de la circulation par mesure de sécurité.....	19
Photo 4	Port de gants pendant la manipulation des échantillons et des agents de conservation.....	27
Photo 5	Disque de Secchi	51
Photo 6	Prélèvement d'un échantillon à gué.....	67
Photo 7	Multiéchantillonneur assemblé.....	69
Photo 8	Utilisation d'un rouleau à tambour.....	76
Photo 9	Appareil à sondes multiples équipé d'un racleur.....	81
Photo 10	Tube d'installation à fentes.....	81
Photo 11	Échantillonneur ISOMET.....	89
Photo 12	Échantillonneur ISOMET sous l'eau.....	90
Photo 13	Exemple d'échantillonneur de 4 litres	99
Photo 14	Transfert d'échantillons de sédiment dans des contenants	104
Photo 15	Échantillonneur par émulsion d'air	108
Photo 16	Échantillonneur manuel de sédiments suspendu à une tige d'échantillonnage.....	111
Photo 17	Cuve servant à mesurer la demande en oxygène des sédiments.....	115
Photo 18	Échantillonneur botte-filet triangulaire	137
Photo 19	Transect botte-filet dans un seuil.....	137
Photo 20	Exemple de macrophytes submergés.....	171
Photo 21	Exemple de macrophytes à feuilles flottantes	171
Photo 22	Exemple de macrophytes émergés	171
Photo 23	Exemple de gabarit en plastique souple	194
Photo 24	Exemple de bague montée sur plaque	194

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1. Sommaire des relations d'interdépendance entre certaines variables clés.....	4
Tableau 2. Disciplines et matrices visées par l'accréditation auprès de la CALA.....	6
Tableau 3. Exemple de l'intensité des efforts d'AQ sur le terrain déployés à une station visée par l'Accord entre le Canada et la Colombie-Britannique sur la surveillance de la qualité de l'eau.....	14
Tableau 4. Recommandations générales en ce qui concerne la résistance de la glace (glace bleue transparente).....	25
Tableau 5. Sommaire des méthodes d'échantillonnage des macrophytes en fonction des objectifs de l'étude	169

COMMENT UTILISER CE MANUEL

Ce manuel vise à aider les utilisateurs à trouver les protocoles appropriés pour l'échantillonnage de la qualité de l'eau au Canada. Il aborde de nouvelles technologies et méthodes, comme le dépistage des sources de pollution microbienne et la surveillance continue de la qualité de l'eau, de même que des méthodes bien établies. Ce manuel couvre tous les aspects de l'échantillonnage physique, chimique et biologique pour un vaste éventail de milieux (lacs, rivières, ruisseaux, marécages) et d'organismes (poissons, benthos, plancton, etc.).

Les modifications aux procédures/protocoles d'échantillonnage propres à un territoire donné doivent être approuvées par les autorités compétentes avant que ne soit entrepris tout programme d'échantillonnage. Les protocoles originaux auxquels on fait référence dans ce manuel devraient être consultés afin d'obtenir des renseignements plus détaillés.

1.0 INTRODUCTION

Le Conseil canadien des ministres de l'environnement (CCME), par les soins du Groupe de travail sur la qualité de l'eau, a constaté la nécessité de se doter de lignes directrices en matière de surveillance de l'eau. Le présent manuel d'échantillonnage assurera une uniformité dans la surveillance de l'eau à l'échelle pancanadienne.

Au Canada, un vaste éventail de praticiens s'occupent de la surveillance de la qualité de l'eau. Les administrations fédérale, provinciales et territoriales ainsi que de nombreuses administrations municipales exploitent des réseaux de surveillance de la qualité de l'eau, pour diverses raisons. Certains de ces réseaux pratiquent la collecte d'autres types d'échantillons (par ex. des sédiments) afin de maximiser les renseignements permettant de répondre aux questions traitées par les programmes de surveillance. Les programmes de surveillance sont souvent destinés à déterminer si l'eau est d'une qualité suffisante pour permettre sa consommation ainsi que son utilisation pour la baignade, l'irrigation et comme habitat aquatique. Pour ce faire, il est possible de se fonder sur des recommandations telles que celles publiées par le CCME (1999). Les programmes de surveillance peuvent aussi viser à déterminer si la qualité de l'eau s'améliore ou se dégrade au fil du temps, et à définir les causes des effets constatés sur un cours d'eau ou un lac.

En mai 2001, les ministres formant le CCME se sont entendus pour relier entre eux les réseaux de surveillance de la qualité de l'eau existants afin d'assurer aux Canadiens l'accès à des données exhaustives sur la qualité et la sécurité de l'eau. Le Sous-groupe de la surveillance, chargé d'accomplir cette tâche, a donc été constitué sous l'égide du Groupe de travail sur la qualité de l'eau (GTQE) du CCME.

En juillet 2006, le Sous-groupe de la surveillance de la qualité de l'eau du Groupe de travail sur la qualité de l'eau a publié un document intitulé *Un cadre pancanadien pour la surveillance de la qualité de l'eau*. Ce rapport présentait plusieurs notions et des renseignements propices à l'uniformité, à la comparabilité et à l'efficacité en matière de surveillance de la qualité de l'eau à l'échelle pancanadienne. Le Sous-groupe y

recommandait l'élaboration de plusieurs documents techniques connexes pour la poursuite des travaux, dont un document recensant et décrivant les méthodes d'échantillonnage pour l'analyse de la qualité de l'eau.

Au début de 2008, le Sous-groupe de la surveillance du GTQE a terminé la première phase en vue de l'élaboration d'un guide pancanadien de l'échantillonnage pour l'analyse de la qualité de l'eau, à savoir l'inventaire de toutes les méthodes et de tous les protocoles d'échantillonnage qui sont utilisés par les administrations fédérale, provinciales et territoriales.

Ce manuel d'échantillonnage a pour objectif de fournir aux utilisateurs :

- un guide intégré des protocoles d'échantillonnage pour la surveillance de la qualité de l'eau au Canada en vue d'en améliorer l'uniformité à l'échelle du pays;
- une compréhension des grands principes de la surveillance de la qualité de l'eau des lacs et des cours d'eau, incluant le prélèvement d'échantillons représentatifs pour chaque situation, de sorte qu'un jugement scientifique puisse être utilisé pour déterminer s'il est approprié pour certains programmes de surveillance (pour des raisons logistiques, à cause de l'utilisation de certains laboratoires ou parce qu'un programme a des objectifs différents, etc.) de suivre tous les aspects des protocoles proposés;
- une compréhension des raisons pour lesquelles différents capteurs sont utilisés à des fins de surveillance, ainsi que de la nécessité d'étalonner chacun correctement;
- la capacité d'appliquer les connaissances acquises grâce aux exposés théoriques et aux exemples concrets et réels pour effectuer un échantillonnage sûr et adéquat de l'eau des lacs et des cours d'eau.

1.1 ÉCHANTILLONNAGE DE LA QUALITÉ DE L'EAU – IMPORTANCE D'EFFECTUER UN ÉCHANTILLONNAGE ADÉQUAT POUR OBTENIR DE BONS RÉSULTATS ANALYTIQUES

Lorsqu'on recueille des échantillons d'eau dans le milieu ambiant en vue d'en analyser la qualité, il est crucial de les prélever de manière uniforme et correcte, avec l'équipement approprié, pour que les résultats analytiques ou les mesures de terrain reflètent les conditions du milieu au moment de l'échantillonnage.

Chaque fois qu'on prélève des échantillons, il existe un risque de provoquer des erreurs d'échantillonnage. Prises isolément, les erreurs peuvent être minuscules, mais, si elles s'accumulent pour un prélèvement donné, elles se solderont par des échantillons de mauvaise qualité, de l'argent gaspillé pour analyser ceux-ci, des résultats erronés et, par conséquent, de mauvaises conclusions.

Interdépendance des différentes variables

Lorsqu'on veut analyser la qualité de l'eau dans un échantillon du milieu ambiant, il faut choisir parmi une vaste gamme de paramètres, nombre d'entre eux fournissant la même information. Dans d'autres situations, pour comprendre pleinement la signification d'une variable, il peut être nécessaire d'analyser d'autres variables afin de maximiser la capacité d'interprétation des données. La présente section décrit certaines de ces variables.

Paramètres mesurés *in situ*

Certaines variables doivent être mesurées sur le terrain, à l'aide de capteurs manuels ou par d'autres moyens, de même qu'en laboratoire. Cette apparente répétition des mesures tient au fait que l'échantillon peut changer d'état pendant le transport entre le lieu de prélèvement et le laboratoire.

La *température de l'échantillon* devrait toujours être relevée immédiatement à partir d'un échantillon distinct, qui ne fera l'objet d'aucune autre analyse. En outre, les concentrations *d'oxygène dissous* sont habituellement déterminées à l'aide d'un appareil ou par la méthode de Winkler. Deux autres variables devraient être mesurées sur le terrain afin de documenter tout changement de l'état de l'échantillon au cours du transport vers le laboratoire : le *pH* et la *conductivité spécifique*. La *turbidité* est souvent mesurée sur le terrain, parfois en continu tout au long de la séance d'échantillonnage.

Paramètres mesurés en laboratoire

Une fois les échantillons au laboratoire, de nombreuses variables peuvent faire l'objet d'un examen. En général, les analyses portent sur les paramètres considérés comme classiques (pH, conductivité spécifique, dureté et turbidité), les solides (totaux, en suspension, dissous, inorganiques et organiques), les éléments nutritifs (comme les diverses formes d'azote, de phosphore et de carbone), les métaux (totaux, dissous, extractibles), les pesticides, des composés organiques complexes comme les PCB, les HAP, les dioxines et les furanes, et bien d'autres. Pour obtenir une description détaillée des méthodes d'analyse normalisées employées pour ces paramètres, les lecteurs sont invités à consulter Eaton *et al.* (2005).

Variable(s)	Variable(s) secondaire(s)	Lien
Conductivité spécifique (CS)	Matières dissoutes totales (MDT)	La CS et les MDT sont habituellement liées pour chaque plan d'eau. Les MDT représentent la somme des constituants tels que le chlorure, le sulfate, etc.
Turbidité	Matières en suspension totales (MST)	La turbidité peut être liée à la quantité de matières solides en suspension.
Température	Oxygène dissous	La quantité d'oxygène dissous dans l'eau s'accroît à mesure que la température baisse.
pH et température	Ammoniac	La toxicité de l'ammoniac dans l'eau s'accroît à mesure que le pH et la température augmentent.
Transparence du disque de Secchi	Turbidité, couleur, algues	Mesure de la pénétration de la lumière dans un lac, laquelle est réduite par ces trois facteurs.
Chlorure	Nitrite	La toxicité du nitrite dans l'eau décroît avec la hausse des concentrations de chlorures.
Dureté	Alcalinité	L'alcalinité et la dureté sont souvent similaires dans l'eau.
Dureté, carbone organique dissous (COD)	Métaux	La toxicité de certains métaux (par exemple le cuivre, le zinc) décroît avec l'augmentation de la dureté et du COD.

Tableau 1. Sommaire des relations d'interdépendance entre certaines variables clés.

Comme on l'a mentionné, les variables comme le *pH*, la *conductivité spécifique* et la *turbidité* devraient être mesurées à la fois sur le terrain et à la réception des échantillons au laboratoire, cela pour déterminer si l'échantillon a changé au cours du transport. En outre, c'est une pratique de laboratoire habituelle que de mesurer la *température à l'arrivée*. Il s'agit d'un excellent moyen de savoir si les échantillons ont été expédiés avec une quantité de glace suffisante, compte tenu des conditions atmosphériques ambiantes. Les échantillons prélevés pendant la saison froide seront habituellement à une température plus faible que ceux prélevés le reste de l'année, et ils ne seront pas soumis à un réchauffement aussi important que les échantillons recueillis par temps estival.

Délai de conservation des échantillons

Certaines variables doivent être analysées dans les 48 ou 72 heures suivant l'échantillonnage (c'est ce qu'on appelle le délai de conservation), selon le paramètre, sans quoi les résultats ne seront pas valables. Il est essentiel que les échantillons soient expédiés

au laboratoire aussitôt que possible après avoir été prélevés, afin d'éviter un long délai avant leur analyse. Les échantillons doivent être confiés à un service de messagerie le jour même du prélèvement. Le préleveur doit déterminer, en s'adressant aux laboratoires participants, pour quelles analyses le délai a une incidence sur les résultats. La température des échantillons pendant le délai de conservation peut varier, mais elle doit en général être entre 4 et 10 °C pendant le transport et être maintenue à 6 °C par la suite.

Description des variables clés

Il est à noter que la **conductivité spécifique** est souvent utilisée comme mesure substitut des **matières dissoutes**. Le lien réel entre ces deux variables varie d'un plan d'eau à l'autre. La conductivité spécifique et les matières dissoutes sont deux mesures de la présence de différents sels dans l'échantillon, dont, entre autres, le **potassium**, le **sodium**, le **chlorure** et le **sulfate**.

De même, la turbidité témoigne de la quantité de matières en suspension présentes dans un échantillon; cependant, selon la taille et la granulométrie des matières en suspension, la turbidité (mesure de la pénétration de la lumière dans l'échantillon) peut être très différente. La turbidité et la conductivité spécifique peuvent respectivement permettre d'estimer les quantités de matières en suspension et de matières dissoutes présentes, mais ni l'une ni l'autre ne peut être utilisée comme substitut absolu d'une analyse plus précise. À certains endroits sur lesquels on dispose de données suffisantes, une bonne relation peut être établie entre la turbidité et les matières en suspension; cependant, cette relation doit être vérifiée régulièrement. Il est important de connaître ces paires de substituts pour les situations où l'une des mesures n'est pas disponible pour un échantillon donné, alors que l'autre l'est.

D'autres analyses requièrent la mesure de variables en parallèle. Lorsqu'on mesure les **métaux**, l'interprétation des résultats exige parfois de connaître la **dureté** ou la concentration en **carbone organique** dans l'échantillon. La toxicité de certains métaux diminue quand augmente la dureté ou la concentration en carbone organique.

Pour déterminer l'impact que l'**ammoniac** pourrait avoir dans un plan d'eau, il est également nécessaire de connaître le **pH** et la **température**. La toxicité de l'ammoniac diminue avec la température et le pH et, par conséquent, ces variables doivent être mesurées et consignées. L'impact des **nitrites** étant moindre lorsque les concentrations de **chlorure** sont élevées, il faut également connaître ces dernières.

1.2 ACCRÉDITATION ET CHOIX DES LABORATOIRES

Au Canada, les laboratoires peuvent s'inscrire à des programmes d'accréditation facultatifs, lesquels sont un gage de compétence dans l'analyse de paramètres donnés. Le principal fournisseur de tels services au Canada est la Canadian Association for Laboratory Accreditation (CALA). Certaines provinces, comme le Québec, ont un programme d'accréditation distinct. L'objectif de la CALA est d'aider les laboratoires à atteindre l'excellence en matière de procédés scientifiques et de gestion, ceci grâce à des principes de compétence, de crédibilité et de communication, et à produire une preuve de cette excellence. Qui fait appel à un laboratoire accrédité par la CALA pour l'analyse

d'échantillons de surveillance peut avoir confiance dans la capacité du laboratoire à fournir des résultats d'analyse précis et exacts, ce qui est un avantage indubitable.

Les laboratoires obtiennent l'accréditation essai par essai, pour des matrices précises (par exemple eaux ambiantes, eaux usées, etc.). Ainsi un laboratoire peut être accrédité pour effectuer une analyse donnée (par exemple, celle du cuivre) sur une matrice donnée, mais ne pas l'être pour effectuer une autre analyse (par exemple, celle du zinc) dans la même matrice ou dans une matrice différente. La raison en est, d'abord, que le laboratoire doit faire une demande d'accréditation pour chaque essai et, ensuite, que le laboratoire peut ne pas répondre aux normes fixées par l'organisme d'accréditation. Lorsqu'on choisit un laboratoire pour des essais, il faut donc s'assurer qu'il possède l'accréditation pour l'analyse des matrices et des paramètres pertinents.

Généralement, tous les organismes d'accréditation exigent que les laboratoires fassent la preuve de leurs capacités en se soumettant à des essais d'aptitude. (Les essais d'aptitude font appel à des comparaisons inter-laboratoires afin de déterminer la capacité des différents laboratoires à effectuer des analyses ou des mesures spécifiques.)



Photo 1. Échantillons envoyés aux laboratoires pour les essais d'aptitude. (Avec l'aimable permission de L. Swain, Tri-Star Environmental Consulting.)

Disciplines	Matrices
chimie inorganique	analyse d'eau, d'huile usée, de sol et sédiments, de matières utilisées pour le prélèvement d'air (par exemple, filtres en quartz ou en acétate de cellulose, tubes de charbon) et d'amiante
chimie organique	analyse d'eau, d'huile usée, de sol et sédiments, de matières utilisées pour le prélèvement d'air (par exemple, filtres en quartz ou en acétate de cellulose, tubes de charbon) et d'amiante
toxicologie	analyse d'eau, d'huile usée, de sol et sédiments
santé en milieu de travail	analyse de matières utilisées pour le prélèvement d'air (par exemple, filtres en quartz ou en acétate de cellulose, tubes de charbon) et d'amiante
microbiologie	eau, sol et sédiments

Tableau 2. Disciplines et matrices visées par l'accréditation auprès de la CALA¹.

¹ <http://www.cala.ca/index.html>

En ce qui concerne la CALA, le programme d'essais d'aptitude vise les analyses à grand volume dans les domaines de la chimie inorganique, de la chimie organique, de la toxicologie, de la santé en milieu de travail et de la microbiologie, portant sur les matrices suivantes : analyse d'eau, d'huile usée, de sol et sédiments, de matières utilisées pour le prélèvement d'air (par exemple, filtres en quartz ou en acétate de cellulose, tubes de charbon) et d'amiante. La CALA indique que le laboratoire a réussi un essai quand il obtient une note ≥ 70 . Si la note obtenue est inférieure à 70, les conséquences sont les suivantes :

- un résultat inacceptable = suspension possible (SP) de l'accréditation
- deux résultats inacceptables successifs = suspension (S) de l'accréditation
- trois résultats inacceptables successifs = retrait (R) de l'accréditation

Les laboratoires offrent souvent un regroupement de plusieurs analyses pour certaines matrices, par exemple les métaux et les pesticides, et la méthode choisie doit être soigneusement vérifiée. Pour obtenir une description détaillée des méthodes analytiques normalisées employées pour ces paramètres, consulter Eaton *et al.* (2005). Le choix de la méthode doit tenir compte de la limite de détection ainsi que de la recommandation pour la qualité de l'eau correspondante qui servira à évaluer les données. En général, la valeur de la limite de détection devrait être cinq à dix fois plus faible que la valeur recommandée qui sert aux fins de comparaison, ou que les concentrations à mesurer, ou les deux, pour éliminer la possibilité de faux positifs. Certains laboratoires sont mieux équipés pour l'analyse des échantillons environnementaux, et cela se voit à leurs résultats aux essais d'aptitude.



Photo 2. Certificats d'accréditation dans un laboratoire.
(Avec l'aimable permission de L. Swain, Tri-Star
Environmental Consulting.)

1.3 ASSURANCE ET CONTRÔLE DE LA QUALITÉ EN MATIÈRE D'ÉCHANTILLONNAGE

L'emploi de techniques d'échantillonnage inadéquates peut entraîner la production de résultats d'analyse non représentatifs, qui ne sont pas un reflet du milieu ou de la matrice ayant fait l'objet de l'échantillonnage. Cela peut mener à la formulation de conclusions erronées et invalides, et à l'application de mesures de gestion inappropriées. On peut aussi obtenir des résultats d'analyse non représentatifs si on n'est pas suffisamment soigneux lors de la cueillette des échantillons ou de l'analyse en laboratoire, ou si un contrôle de la qualité adéquat n'est pas assuré au cours de ces étapes.

Un programme d'assurance de la qualité sur le terrain est un processus systématique qui, en conjonction avec les programmes d'assurance de la qualité en laboratoire et en matière de stockage des données, garantit un degré de confiance défini à l'égard des données recueillies dans une étude de l'environnement.

La première étape pour s'assurer que les techniques d'échantillonnage employées sont appropriées est de donner au personnel une formation adaptée aux conditions d'échantillonnage qu'il est susceptible de connaître. Il faut également établir un plan d'échantillonnage pour chaque programme ou étude. Le plan d'échantillonnage doit notamment prévoir :

- la fréquence du prélèvement des échantillons (chaque semaine, aux deux semaines, chaque mois, chaque trimestre, etc.);
- le lieu d'échantillonnage;
- les types d'appareils d'échantillonnage et de contenants qui seront employés;
- les types d'échantillons qui seront recueillis à chaque site;
- la méthode qui sera utilisée;
- la méthode de conservation des échantillons;
- les mesures de terrain (et notes) qui seront prises;
- les laboratoires auxquels les échantillons seront expédiés.

Il faut apporter une copie papier du plan d'échantillonnage sur le terrain; cette copie doit porter le nom et les coordonnées du chercheur principal à contacter si on a des questions. Le plan d'échantillonnage doit faire en sorte que tous les échantillons soient recueillis selon les mêmes standards, et suivant les mêmes protocoles. Un plan d'échantillonnage doit être suffisamment détaillé pour qu'un remplaçant sur le terrain soit en mesure d'exécuter le programme ou d'effectuer l'étude ou l'enquête.

Les bouteilles de prélèvement doivent être gardées dans un lieu propre, à l'abri de la poussière, de la saleté, des émanations et des souillures. De plus, les bouteilles doivent en tout temps porter leur capuchon et doivent être entreposées dans des contenants d'expédition propres (glacières) tant avant qu'après la cueillette des échantillons. La propreté du véhicule est un facteur important dans l'élimination des problèmes de contamination (Resource Inventory Standards Committee [RISC], 1994).

Il ne faut jamais laisser les échantillons se réchauffer, et il faut les garder dans un lieu frais, à l'obscurité. La plupart des échantillons doivent être maintenus à une température de 4 à

10 °C pendant le transport vers le laboratoire; des blocs réfrigérants ou de la glace sèche sont donc nécessaires en quantité suffisante pour garder les échantillons au frais. Les échantillons doivent être refroidis dès que possible afin d'y réduire l'activité biologique et chimique. D'autre part, pendant les mois plus froids, il faut prendre certaines précautions pour empêcher les échantillons de geler. Des contenants compressibles d'eau tiède doivent être ajoutés aux boîtes d'expédition afin de s'assurer que la température des échantillons demeure entre 4 et 10 C.

Les personnes qui procèdent au prélèvement des échantillons doivent garder leurs mains propres, porter des gants lors de l'échantillonnage, et éviter de manger ou de fumer lorsqu'elles manipulent les échantillons d'eau. La fumée d'échappement et la fumée de cigarette peuvent contaminer les échantillons avec du plomb ou d'autres métaux lourds. Les appareils de conditionnement d'air sont également une source de contamination par les métaux traces.

Les bouteilles Van Dorn, les échantillonneurs d'oxygène dissous pour le prélèvement d'échantillons instantanés et les échantillonneurs composites doivent être nettoyés et rincés de manière appropriée. Les tuyaux des échantillonneurs composites doivent être nettoyés eux aussi, sinon des résidus pourraient s'y accumuler.

Les mesures de terrain doivent toujours être faites *in situ* ou sur un sous-échantillon distinct, qu'on élimine une fois les mesures effectuées. Elles ne doivent jamais être prises sur un échantillon d'eau destiné à être acheminé au laboratoire à des fins d'analyses subséquentes. Par exemple, il ne faut jamais mesurer la conductivité spécifique d'un échantillon d'eau qui a auparavant fait l'objet de mesures du pH. Le chlorure de potassium diffusant à partir de la sonde de pH modifie la conductivité de l'échantillon. De la même façon, le pH ne devrait pas être mesuré à partir d'un échantillon dont on analysera ensuite la teneur en phosphore, puisque certains tampons pour pH contiennent du phosphore. On utilisera une bouteille distincte pour mesurer la température de l'eau si on n'effectue pas la mesure *in situ*. Les mesures de l'oxygène dissous (à l'aide d'une sonde à oxygène dissous) devraient être relevées *in situ* plutôt que dans un contenant isolé. (RISC, 1994)

Souvent, les récipients à échantillon fournis par le laboratoire pour les analyses seront « certifiés » libres de toute contamination. Dans de tels cas, les bouteilles de prélèvement n'ont pas à être rincées avec l'eau à échantillonner. Les bouteilles fournies doivent porter leur capuchon. Les bouteilles nettoyées et réutilisées ne conviennent pas pour certains constituants traces.

Méthodes d'assurance de la qualité et de contrôle de la qualité (AQ/CQ) des échantillons d'eau

Des échantillons de contrôle de la qualité sont employés afin de vérifier l'intégrité des échantillons. Par exemple, des blancs (généralement composés d'eau désionisée) peuvent être utilisés pour déterminer si les échantillons sont susceptibles d'être contaminés pendant le transport (blanc de transport) ou pendant le processus d'échantillonnage dans son entier (blanc de terrain). On a recours à des **blancs** :

- 1) pour vérifier la pureté des agents de conservation chimiques;

- 2) pour vérifier la contamination des récipients à échantillon, des filtres de papier, de l'équipement de filtration ou de tout autre équipement utilisé pour le prélèvement, la manipulation ou le transport des échantillons;
- 3) pour détecter la contamination lors de l'échantillonnage;
- 4) pour détecter d'autres erreurs systématiques ou aléatoires se produisant entre le moment de l'échantillonnage et celui de l'analyse.

Les **blancs de transport** sont habituellement préparés en laboratoire, et ils accompagnent simplement les bouteilles de prélèvement du laboratoire jusqu'au préleveur, puis jusqu'au site d'échantillonnage, avant de revenir au laboratoire, sans jamais être ouverts. Ces blancs de transport révèlent la contamination à l'intérieur de la bouteille ou par des composés volatils. Alberta Environment (2006b) recommande d'en utiliser un par trajet.

Les **blancs de terrain** sont préparés de la même manière que les blancs de transport, et voyagent également comme ceux-ci; cependant, les deux types de blancs se distinguent au moment de l'échantillonnage. Le blanc de terrain est alors ouvert, et on procède à une simulation de l'échantillonnage. Cela permet de mesurer la contamination attribuable aux bouteilles, aux méthodes de prélèvement, à l'atmosphère et aux agents de conservation. Alberta Environment (2006) recommande d'en utiliser un pour dix échantillons ordinaires. Le ministère de l'Environnement de la Colombie-Britannique (2003) recommande au minimum un blanc de terrain par ensemble d'échantillons, ou un blanc de terrain par jour et par appareil de prélèvement. Une façon commode de procéder est de prendre une série complète de blancs, mais de n'analyser au départ que les blancs de terrain. Si ces derniers ne révèlent aucun problème, les autres blancs (relatifs au transport, aux filtres, à l'équipement) peuvent être éliminés ou entreposés.

Des **blancs de filtration** devraient être utilisés de manière régulière, ou au moins lorsqu'on soupçonne une contamination. Ils permettent de mesurer la contamination attribuable aux filtres et à l'appareil de filtration. Les **blancs de bouteilles** permettent de mesurer la contamination attribuable à un nettoyage inadéquat des bouteilles. Ces deux derniers types de blancs ne devraient être employés qu'au besoin.

En outre, plus d'un échantillon peut être recueilli à l'aide du même dispositif d'échantillonnage (**échantillon répété**) au même moment que l'échantillon original, afin de déterminer la précision (à quel point les résultats sont proches les uns des autres) des analyses. Les échantillons de terrain répétés donnent une idée de la précision compte tenu de l'hétérogénéité sur le terrain, en laboratoire et dans l'environnement. L'hétérogénéité environnementale peut être éliminée par le prélèvement d'un échantillon qui est ensuite fractionné. Dans certains cas, il est impossible de recueillir des échantillons répétés exactement au même moment que l'échantillon original. On considère alors que ces échantillons répétés proviennent du même endroit. Pour obtenir une estimation de l'hétérogénéité temporelle, ces échantillons devraient être prélevés à intervalles réguliers (répartis, si possible, sur l'ensemble de la période dont on dispose pour l'échantillonnage). Généralement, il faudrait prélever un double par ensemble d'échantillons (B.C. Ministry of Environment, 2003) ou par dix échantillons ordinaires (Alberta Environment, 2006b).

Enfin, des échantillons ou des **matériaux de référence certifiés** (pour lesquels les résultats analytiques ont été certifiés de manière indépendante) sont employés pour déterminer si les résultats sont exacts (proches de la valeur réelle). Les matériaux de référence ne sont pas souvent utilisés par le personnel de terrain; cependant, on peut y avoir recours quand des circonstances particulières l'exigent (par exemple si on fait appel à un nouveau laboratoire sans être certain des capacités d'analyse de celui-ci, au début de la saison de prélèvements sur le terrain, dans le cadre d'un nouveau projet, etc.). Les valeurs devraient se situer à l'intérieur de la gamme certifiée pour l'échantillon de référence.

Habituellement, le nombre total d'échantillons prélevés aux fins d'assurance (AQ) et de contrôle de qualité (CQ) devrait correspondre à au moins 10 % du nombre total d'échantillons (Alberta Environment, 2006b), bien que d'autres sources recommandent un nombre plus élevé, de l'ordre de 20 %. L'AQ et le CQ devraient au moins comprendre le prélèvement et l'analyse d'échantillons de terrain doubles et fractionnés. Les échantillons d'AQ et de CQ devraient englober des blancs d'équipement, des blancs de terrain, des triplicatas et des échantillons de terrain enrichis.

En règle générale, le laboratoire d'analyse appliquera des procédures similaires afin de garantir que les résultats transmis sont reproductibles. Seront notamment prévus des plans de formation pour le personnel, des plans d'analyse pour chaque substance à analyser, et des échantillons destinés au contrôle de la qualité, pour vérifier l'absence de contamination (blancs d'analyse) au laboratoire, la précision des résultats (échantillons répétés) ainsi que l'exactitude des résultats (utilisation d'étalons de référence et détermination du taux de récupération). Le laboratoire devrait indiquer le degré d'assurance de la qualité qu'il assure si on le lui demande. En outre, les résultats de l'analyse des échantillons de contrôle de la qualité devraient être disponibles et il faudrait les obtenir aux fins de l'interprétation ultérieure des résultats.

Le montant accordé initialement au CQ dépend des éléments décrits ci-dessous.

1. **Le degré d'expérience du personnel de terrain ainsi que la connaissance qu'on a du laboratoire d'analyse.** Si le laboratoire et le personnel de terrain sont inconnus du concepteur du programme, les fonds alloués à l'AQ et au CQ devraient être divisés également entre ces deux volets (laboratoire et personnel). Inversement, si la fiabilité et la constance de l'un ou l'autre ont été démontrées dans le passé, le financement réservé au volet en question peut être réduit.
2. **Le type de programme.** Les études environnementales et la surveillance de base exigent en général davantage de fonds pour l'AQ et le CQ que la surveillance à des fins de vérification de la conformité et d'établissement des tendances. La surveillance de la conformité est habituellement le prolongement d'un programme de surveillance existant, si bien que les mesures d'AQ et de CQ appliquées dans le passé ont probablement permis d'établir une exactitude et une précision satisfaisantes. En ce qui concerne la surveillance des tendances, elle affiche souvent une constance particulière au chapitre des techniques de terrain, du personnel et des techniques d'analyse en laboratoire, puisque les mêmes sites, le même personnel et le même équipement sont utilisés sur une longue période, suivant un calendrier déterminé.

3. **La qualité de l'eau.** Il est inutile d'investir des sommes considérables dans l'AQ et le CQ lorsque les valeurs obtenues pour des variables données sont toujours largement supérieures à la limite de détection de la méthode (LDM). Lorsque les valeurs sont bien au-dessus de la LDM, la probabilité d'un faux positif est très faible, et les sommes seront donc mieux employées à d'autres fins (par exemple pour accroître la fréquence de la surveillance). Lorsque les valeurs sont de beaucoup inférieures au seuil préoccupant compte tenu des utilisations de l'eau qu'on veut protéger, une portion du budget serait probablement plus utile si elle était affectée à un programme distinct (par exemple à un autre bassin hydrographique plus préoccupant).

Échantillons biologiques pour l'AQ

Échantillons répétés : Les échantillons biologiques répétés se composent soit d'échantillons multiples (échantillons instantanés, échantillons prélevés à la traîne ou échantillons de poisson entier) provenant de la même zone générale (pour mesurer à quel point un échantillon unique représente bien la communauté ou combien d'échantillons sont nécessaires pour atteindre un niveau prédéterminé de confiance dans les résultats d'échantillonnage), soit de sous-échantillons d'un échantillon unique (pour mesurer l'hétérogénéité des populations d'invertébrés à l'intérieur de l'échantillon).

Échantillons fractionnés : Les échantillons fractionnés sont des aliquotes prélevées dans un même contenant et supposées identiques. Ces échantillons peuvent être expédiés à deux laboratoires ou plus pour y être analysés séparément, et les résultats peuvent être utilisés afin de caractériser la variabilité entre les différents laboratoires ou l'uniformité des résultats au sein d'un laboratoire donné.

Échantillons de référence : Des matériaux de référence analysés et conservés en laboratoire sont disponibles dans le cas des échantillons de tissus. Par exemple, le Conseil national de recherches du Canada (CNRC) possède des tissus hépatiques et musculaires de poisson-castor ainsi que des tissus hépatopancréatiques de homard pour l'analyse des concentrations d'éléments traces et d'organomercure. Ces tissus de référence ont été soumis à un grand nombre d'analyses, effectuées par des laboratoires indépendants à l'aide de techniques analytiques différentes. Ainsi, le CNRC fournit des valeurs moyennes et des intervalles de confiance pour ces substances. D'autres tissus de référence peuvent être obtenus d'autres sources.

Échantillons taxonomiques : Certains matériaux taxonomiques de référence sont disponibles pour les échantillons taxonomiques. L'EPA des États-Unis est une source à cet égard, du moins pour les algues, les espèces à chlorophylle *a* et certaines espèces bactériennes. Ces échantillons de référence devraient être acheminés au laboratoire d'analyse avec les échantillons recueillis sur le terrain. Ils devraient être placés dans un récipient à échantillon ordinaire et étiquetés (il convient d'utiliser un nom et un numéro de site plausibles; les codes utilisés pour l'identification doivent être consignés dans le registre de terrain).

De plus, des matériaux taxonomiques de référence peuvent être générés pour diverses régions; pour cela, on constitue une « collection de référence » ou une collection de « spécimens de référence » ayant fait l'objet d'une vérification indépendante par un spécialiste externe. Un nombre minimal d'échantillons provenant de l'enquête ou de l'étude devraient être confiés à un second taxonomiste à des fins de recomptage et d'identification, cela pour obtenir une estimation de l'erreur et de l'erreur de compte.

Comprendre les résultats de l'AQ

L'exhaustivité des données d'AQ devrait faire l'objet d'une évaluation. Il s'agit pour cela de produire un sommaire de l'AQ prévue et réelle ainsi qu'un sommaire des métadonnées par variable, afin d'indiquer dans quelle mesure il a été possible d'obtenir et de compiler avec succès les données. Il est nécessaire d'accomplir certaines étapes à cette fin : par exemple, dans les sept jours suivant la réception des résultats d'analyse, contrôler au moins 10 % des résultats de laboratoire, pour s'assurer que ces résultats figurent dans le système de stockage informatique et qu'ils concordent avec les résultats transmis.

De plus, il faut déterminer si les échantillons ont pu être contaminés. On considère habituellement que les résultats sont acceptables si 5 % ou moins des *blancs* présentent des valeurs supérieures à la limite de détection (dans l'ensemble du réseau).

La précision est jugée acceptable si la différence relative est < 25 %, ou le coefficient de variation est < 18 %, lorsque la moyenne des *échantillons répétés* est ≥ 10 LDM, ou que les résultats sont ≥ 10 LDM si les méthodes analytiques sont différentes. La différence relative se définit comme suit :

$$\text{Différence relative en \%} = \frac{(S_2 - S_1)}{[(S_1 + S_2)/2]} * 100 \%$$

où S_1 et S_2 sont les résultats obtenus des échantillons

Pour les triplicatas (ou les échantillons répétés plus que trois fois), utiliser l'écart-type relatif (SR) :

$$SR = s / (S_1 + S_2 + \dots + S_n) / n$$

où S_1 , S_2 et S_n sont les résultats obtenus des échantillons

et s est l'écart-type

Le coefficient de variation est défini comme suit :

$$\text{Coefficient de variation} = \frac{s}{[(S_1 + S_2)/2]}$$

où S_1 , S_2 et S_n sont les résultats obtenus pour les échantillons

et s est l'écart-type

Les limites de détection sont considérées comme acceptables si plus de 50 % des valeurs sont ≥ 3 LDM, et que la LDM est $\leq 0,1$ x le critère ou la recommandation pertinente la plus faible en matière de qualité de l'eau.

Un exemple d'AQ utilisé dans l'Accord entre le Canada et la Colombie-Britannique sur la surveillance de la qualité de l'eau est donné ci-dessous pour une station. Il est à noter que 30 échantillons ($26 + 2 \times 2$) sont prélevés à la station chaque année, et que 6 séries d'échantillons d'AQ sont réalisées. Un minimum de 20 % des analyses sont consacrées à l'AQ; cela comprend des échantillons de terrain répétés ainsi que des blancs de terrain (y compris des blancs et des échantillons répétés de filtration au besoin).

Variable	Fréquence annuelle	Fréquence annuelle de l'AQ
Alcalinité	26	6
Métaux traces	26	6
pH	26	6
Température	26	6
Turbidité	26	6

Tableau 3. Exemple de l'intensité des efforts d'AQ sur le terrain déployés à une station visée par l'Accord entre le Canada et la Colombie-Britannique sur la surveillance de la qualité de l'eau.

2.0 PROTOCOLES GÉNÉRAUX DE SÉCURITÉ EN MATIÈRE D'ÉCHANTILLONNAGE

Survol

Il est essentiel que les échantillons soient prélevés en toute sécurité. Cela signifie qu'il faut disposer de matériel de premiers soins, d'équipement de communication et d'équipement de survie, être chaussé convenablement, et porter des gants, un gilet de sauvetage ou un dispositif de flottaison, un gilet réfléchissant et de l'équipement de protection individuel dans les situations où l'accès est difficile. Cela signifie également que le prélèvement des échantillons s'effectue habituellement en équipe ou en tandem, l'une des personnes pouvant fournir de l'aide si le préleveur se retrouve dans une situation périlleuse dont il ne peut se tirer seul. L'équipe de terrain devrait être entraînée à réagir aux situations susceptibles de se produire, et connaître le programme proposé et les dangers inhérents. Une analyse approfondie de la sécurité des tâches doit être préparée, comprenant des plans d'intervention d'urgence très précis. L'équipe doit être informée de toutes considérations particulières relatives à la sécurité. Des renseignements de base sont fournis ici.

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); Alberta Environment (2006); Environment Canada (2006b), Environment Canada (2007)

En un coup d'œil

gants de protection

1 Il faut habituellement porter des gants en latex ou en plastique lors du prélèvement des échantillons, cela pour protéger la personne effectuant l'échantillonnage contre les contaminants présents dans les eaux ambiantes, et prévenir tout contact avec les agents de conservation.

formation

2 Tous les membres de l'équipe de terrain devraient posséder au moins un certificat valide de secourisme général (niveau 1), de RCR et du Système d'information sur les matières dangereuses utilisées au travail (SIMDUT) afin de garantir la sécurité des individus et de l'équipe. Parmi les autres formations nécessaires pourraient figurer un cours sur le transport de marchandises dangereuses (TMD), sur la sécurité à bord des petites embarcations (comme l'exige la Garde côtière), sur la sécurité en eaux vives et la familiarisation avec celles-ci, sur la sécurité sur la glace et la familiarisation avec celle-ci, sur la conduite préventive, sur la sécurité à bord des véhicules tout-terrain, sur la sécurité en motoneige, sur les ours et sur le secourisme en milieu sauvage.

information des travailleurs

3 La législation provinciale relative au Système d'information sur les matières dangereuses utilisées au travail (SIMDUT) exige que tous les travailleurs soient informés au sujet du stockage, de la manipulation et de l'utilisation des produits contrôlés, qui comprennent, entre autres, les matières comme les agents de

conservation chimiques. Le SIMDUT exige que les produits contrôlés soient étiquetés de manière à ce que les travailleurs connaissent l'identité du produit en question, les dangers qu'il présente ainsi que les mesures de sécurité de base qui s'appliquent. En outre, des fiches signalétiques (FS) doivent être fournies. Il s'agit de bulletins techniques donnant des renseignements détaillés sur les dangers, les précautions à prendre ainsi que les premiers soins à donner en ce qui concerne les produits contrôlés, et indiquant les ingrédients dangereux, les données physiques, les dangers d'incendie ou d'explosion, les données sur la réactivité, les effets sur la santé, les mesures préventives, les premiers soins et les renseignements relatifs à leur préparation. Toutes les personnes effectuant le prélèvement d'échantillons devraient obtenir des exemplaires des FS concernant chacun des agents de conservation susceptibles d'être utilisés et en prendre connaissance.

*danger lié
au relâche-
ment de la
vigilance*

4 Les personnes participant à l'échantillonnage d'eaux ambiantes ne doivent jamais relâcher leur vigilance à l'égard des dangers inhérents à leurs tâches. On peut penser que ces dangers n'existent plus, mais, en fait, il y a de nombreuses indications que des tragédies se produisent encore. Le manque de jugement cause trop souvent des blessures et des décès, et ce, même quand les responsables de l'échantillonnage connaissent très bien le site. L'équipe devrait évaluer rapidement la sécurité de chaque site à son arrivée sur place, avant d'entreprendre quelque tâche que ce soit (c'est-à-dire évaluer les dangers liés à l'emplacement du site et à son accès, les possibles dangers en amont, en aval et sur le plan d'eau, l'équipement de sécurité nécessaire, etc.).

2.1 PROTOCOLE RELATIF À L'ANALYSE DE LA SÉCURITÉ DES TÂCHES ET AUX FORMULAIRES D'INTERVENTION

Survol

L'analyse de la sécurité des tâches (AST) est un volet fort important de tout plan de travail pour ce qui est d'assurer la sécurité du personnel de terrain. L'AST définit à quel endroit le travail sera effectué, énumère tous les dangers qui pourraient se présenter pendant le travail, et indique les mesures nécessaires pour éviter ou atténuer les dangers. Tout le personnel effectuant des tâches d'échantillonnage doit avoir reçu une formation adéquate pour faire face aux situations pouvant survenir (conduite de camions, pilotage d'embarcations, échantillonnage sur glace, techniques de survie par temps froid, y compris en cas d'hypothermie ou de stress thermique, premiers soins, etc.) et être supervisé.

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); Alberta Environment (2006); Environment Canada (2006b); Environment Canada (2007)

En un coup d'œil

1 L'AST comprend une liste des éléments de l'équipement de protection individuel nécessaires pour chaque volet de l'échantillonnage sur le terrain, par exemple le trajet jusqu'au site, le chargement et le déchargement des véhicules tout-terrain et l'accès aux sites isolés, le chargement et le déchargement des embarcations ainsi que le pilotage de celles-ci, et les méthodes d'échantillonnage particulières.

*plan
d'intervention
d'urgence*

2 L'AST prévoit aussi un plan d'intervention d'urgence (PIU), qui comprend tous les renseignements utiles en cas de situation d'urgence, notamment les coordonnées de toutes les personnes participant au projet, le numéro des services d'urgence locaux (service médical d'urgence, police, pompiers), le numéro de téléphone de l'hôpital et les voies d'évacuation, ainsi que toute autre information nécessaire pour faire face à une situation d'urgence. On incite le personnel de terrain à signaler et à corriger tout problème relatif à la sécurité constaté lors de l'accomplissement des tâches normales. En cas de blessure, les employés de terrain doivent remplir le formulaire de déclaration d'accident approprié dans le territoire concerné.

*rapport
quotidien à
heures
fixes*

3 Le PIU prévoit une heure à laquelle l'équipe de terrain se manifeste quotidiennement au gestionnaire de projet, confirmant sa sécurité et indiquant l'avancement des travaux. Si le contact n'est pas établi, le gestionnaire de projet lance les mesures d'urgence.

*réunion
quotidienne*

4 Une réunion doit être tenue quotidiennement afin de préciser le travail à accomplir au cours de la journée et permettre à tous les membres de l'équipe de formuler toute question, préoccupation ou amélioration relative à la sécurité pendant le programme d'échantillonnage.

2.2 PROTOCOLE DE SÉCURITÉ POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DEPUIS UN PONT

Survol

Lorsque l'échantillonnage est effectué depuis un pont, la circulation routière peut constituer un grave problème, soit parce que les véhicules passent très près du préleveur pendant qu'il travaille, soit parce le véhicule du préleveur est stationné sur l'accotement ou empiète sur la route. Il faut donc éviter de procéder à l'échantillonnage à l'heure de pointe. Il faut porter un gilet réfléchissant et se rendre au site par une voie piétonnière, si c'est possible. Certains gros camions traversent les ponts à grande vitesse, surtout lorsque le pont est situé au bas d'une côte abrupte. Les bourrasques créées par leur passage peuvent déséquilibrer la personne qui échantillonne ou souffler ses bouteilles et leurs capuchons par-dessus la rambarde du pont. La poussière soulevée par n'importe quel véhicule peut aussi contaminer les échantillons d'eau si le capuchon n'a pas été remplacé sur la bouteille.

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); Environment Canada (ébauche de 1999); Environment Canada (2005b)

En un coup d'œil

vérifier la visibilité

1 Il faut être particulièrement vigilant lorsqu'on prélève des échantillons depuis des ponts enjambant des voies navigables, car les conducteurs de bateau et les skieurs nautiques pourraient ne pas voir les cordes installées par le préleveur. Il peut être nécessaire d'installer des fanions sur l'équipement pour le rendre bien visible.

2 Il faut aussi éviter les lignes électriques installées le long des ponts ou à proximité de ceux-ci. On ne doit jamais faire passer la corde attachée à un multiéchantillonneur par-dessus une ligne électrique ou téléphonique.

3 Dans certains territoires, il faut un permis pour travailler ou se stationner en bordure d'une autoroute ou d'une rue plus de 30 minutes. L'obtention du permis ne devrait habituellement pas être un problème.

se stationner avec précaution

4 Si on se stationne sur l'accotement, il faut mettre les feux de détresse en marche (de même que le gyrophare, si on en a un) et installer des cônes de signalisation pour indiquer sa présence aux conducteurs (photo 3). Si le véhicule du préleveur empiète sur la route, il faut installer deux panneaux indiquant que des travaux sont en cours, mettre en marche les feux de détresse ainsi qu'un gyrophare, et poser trois à six bornes pour signaler sa présence aux conducteurs à leur approche.

5 Lorsque c'est possible, stationner le véhicule de manière à ne pas nuire à la circulation. Si le véhicule empiète sur la voie de circulation sur un pont, au moins trois cônes de signalisation

gilet réfléchissant

regarder où on pose les pieds

doivent délimiter l'aire de travail sur ce dernier. Deux panneaux indiquant que des travaux sont en cours doivent également être installés à chaque extrémité du pont pour signaler aux conducteurs qui approchent que des personnes y travaillent.

6 Les préleveurs doivent porter un gilet de sécurité réfléchissant pour s'assurer d'être facilement vus par les conducteurs à leur approche.

7 Examiner le tablier du pont pour détecter tout risque de glisser ou de tomber; se chausser adéquatement. Si l'échantillonnage a lieu depuis un pont avec une passerelle en bois, vérifier que la passerelle n'a pas commencé à pourrir, qu'il ne manque pas de planches et qu'il n'y a pas de trous. Vérifier que la rampe du pont est solide. Ne pas se pencher par-dessus la rambarde.



Photo 3. Détournement de la circulation par mesure de sécurité.
(Source : Environnement Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection, 2005.)

2.3 PROTOCOLE DE SÉCURITÉ POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DEPUIS UNE EMBARCATION OU UN AÉRONEF

Survol

Lorsque l'échantillonnage se fait depuis un aéronef, le pilote a le dernier mot en ce qui concerne les aspects opérationnels comme le chargement de l'équipement, les conditions météorologiques permettant d'effectuer le trajet en toute sécurité, les renseignements relatifs à la sécurité et le débarquement. Un vêtement de flottaison individuel (VFI) doit être porté en tout temps. Lorsque l'échantillonnage est effectué depuis une embarcation ou un aéronef, il faut procéder à une inspection visuelle des environs en portant une attention particulière à la hauteur et à la direction des vagues. Les personnes se déplaçant à bord de l'embarcation doivent le faire lentement, en calculant leurs gestes, pour réduire le plus possible les risques; il ne faut pas se lever dans l'embarcation pour prélever l'échantillon. L'embarcation doit être maintenue en bon état, et les registres de sécurité et d'entretien de l'aéronef doivent être inspectés.

Sources

Alberta Environment (2006a); Environnement Canada (ébauche de 1999); Environnement Canada (2001); RESE-Nord (2005)

En un coup d'œil

positionnement de l'embarcation et de l'aéronef

1 Avant la cueillette de tout échantillon, il faut vérifier que l'ancre est bien mise et que l'embarcation est placée face au vent. Dans le cas d'un aéronef, il faut s'assurer que les rotors et les moteurs sont à l'arrêt et que l'aéronef est placé sous le vent. Ne jamais dépasser la ligne rouge sur le flotteur.

sécurité à bord de l'embarcation

2 Lorsque l'échantillonnage est effectué depuis une embarcation, il faut être attentif aux autres embarcations qui circulent ainsi qu'aux dangers naturels. Toutes les embarcations à moteur doivent céder la voie aux embarcations non motorisées comme les canots. Il faut avoir deux rames, une écope et une ancre à bord. Il faut respecter l'ensemble de la réglementation de Transports Canada concernant l'équipement requis en fonction du type d'embarcation et de la taille de celle-ci.

déplacements à bord de l'embarcation

3 Les préleveurs doivent se placer au fond de l'embarcation ou sur un siège, de manière sécuritaire. Les déplacements à bord doivent se faire lentement, par des mouvements calculés, afin de réduire le plus possible les risques pour soi et pour les autres personnes à bord. Ne pas se lever dans l'embarcation pour prélever l'échantillon. Se placer au fond de l'embarcation ou sur un siège, de manière sécuritaire. Avant de recueillir un échantillon, il faut avertir les autres membres de l'équipe à bord qu'on va procéder à un prélèvement, et qu'ils doivent équilibrer l'embarcation en se plaçant à l'opposé du point de prélèvement.

4 La porte arrière des aéronefs à voilure fixe (par ex. le Cessna 206, dont la queue est longue et large) doit être fixée en

*lien entre le
pilote et
l'échantil-
lonneur*

position ouverte. La communication avec le pilote est essentielle, qu'elle soit directe ou qu'elle se fasse par l'intermédiaire d'un casque téléphonique. Le pilote peut devoir communiquer les difficultés qu'il éprouve à maintenir la stabilité de l'aéronef sur l'eau, ou le fait que le vent, les vagues ou le brouillard rendent les conditions trop dangereuses pour que l'échantillonnage puisse être poursuivi. Il est beaucoup mieux, du point de vue de la sécurité, qu'une tierce personne assure la communication entre le préleveur et le pilote. Une circulation aérienne relativement dense, au-dessus des lacs très fréquentés, engendre des risques supplémentaires, ce qui force les travailleurs à accomplir leur travail rapidement et efficacement.

*prendre
appui sur un
ponton*

5 S'assurer d'une bonne prise de pied lorsqu'on procède à l'échantillonnage depuis le ponton d'un aéronef. Les pontons peuvent être mouillés ou rendus glissants lors de l'atterrissage. Les préleveurs sur les pontons devraient être attachés à l'aéronef et porter un VFI ainsi que des bottes en caoutchouc. Le VFI ne doit pas être porté à bord de l'aéronef, sauf les VFI à gonflage manuel.

*quitter
l'héli-
coptère*

6 Dans le cas des hélicoptères, ne jamais quitter l'aéronef par l'arrière, car le rotor de queue est dangereux. Si on ne peut éviter de quitter l'hélicoptère pendant que les moteurs tournent, par exemple au cours d'un échantillonnage hivernal, adopter pour cela une position accroupie.

7 Une fois l'échantillon prélevé, les membres de l'équipe doivent reprendre leur place habituelle dans l'embarcation ou l'aéronef.

2.4 PROTOCOLE DE SÉCURITÉ POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DEPUIS LA RIVE

Survol

L'échantillonnage depuis la rive est l'une des méthodes les plus simples pour recueillir des échantillons, mais des dangers peuvent survenir. Porter un VFI en tout temps. Il faut s'assurer que la surface offre une bonne prise pour les pieds et, dans les endroits où le courant est fort, il est recommandé de s'attacher (à un arbre ou à une personne, si la sécurité l'exige) pour éviter de glisser dans le courant.

Sources

Environnement Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); RESE-Nord (2005); Environnement Canada (2005a)

En un coup d'œil

- prendre solidement appui*
- 1** Il faut porter un vêtement de flottaison individuel (VFI) pendant l'échantillonnage depuis la rive.
 - 2** Il faut prendre un appui solide sur ses pieds et être en bon équilibre (le courant peut entraîner le multiéchantillonneur vers l'aval). S'il y a un affleurement rocheux, vérifier qu'il n'est pas glissant avant de procéder à l'échantillonnage.
 - 3** Si la sécurité sur le site suscite des préoccupations, les personnes s'occupant du prélèvement des échantillons doivent suivre un cours de sécurité en eaux vives et de familiarisation avec celles-ci donné par Rescue Canada ou un autre organisme accrédité.
 - 4** Si on n'est pas certain que les conditions sont sans danger sur le cours d'eau, ne pas prélever d'échantillon. Ne jamais prendre de risque inutile.
- ne pas prendre de risque*

Autres sources

Environnement Canada, non daté (a); ministère de l'Environnement et de la Conservation de Terre-Neuve-et-Labrador (1999); Environnement Canada, ébauche (1999); Nouveau-Brunswick (2000); Saskatchewan (non daté); Environnement Canada (2003g)

2.5 PROTOCOLE DE SÉCURITÉ POUR L'ÉCHANTILLONNAGE À GUÉ

Survol

L'échantillonnage à gué est l'une des méthodes les plus simples pour recueillir des échantillons, mais également l'une des plus dangereuses. Les bottes de caoutchouc ou les cuissardes sont de rigueur. Si on porte une salopette, il faut également utiliser une ceinture de compression (ou un VFI épousant étroitement le corps). Une perche ou un instrument similaire permettant de sonder les eaux est souvent utile pour estimer la force du courant et détecter les trous ou les endroits où il est possible de perdre pied.

Sources

Environnement Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); RESE-Nord (2005); Environnement Canada (2005 a)

En un coup d'œil

*formation
requis*

*étudier les
conditions
avant de
procéder à
l'échantil-
lonnage*

1 Il faut porter un vêtement de flottaison individuel (VFI) pendant l'échantillonnage à gué.

2 Si les eaux vives posent des problèmes de sécurité au site, la personne procédant à l'échantillonnage doit être attachée, et son collègue doit disposer d'un sac de sauvetage. La personne s'occupant du prélèvement des échantillons doit suivre un cours de sécurité en eaux vives et de familiarisation avec celles-ci donné par Rescue Canada ou un autre organisme accrédité.

3 Explorer le lit du cours d'eau à la recherche de gros obstacles ou de trous si on ne connaît pas ce cours d'eau ou si son lit change au fil du temps. Entrer avec précaution dans le cours d'eau avec une perche et un filin de sécurité. Une fois que la sécurité a été établie hors de tout doute, l'échantillonnage peut commencer.

4 Attention aux gros morceaux de glace qui pourraient déséquilibrer le préleveur en le percutant ou l'emprisonner. Il faut aussi être attentif à la présence de glace sur les roches ou d'autres surfaces.

6 Si le niveau du cours d'eau est trop élevé ou si le courant est trop fort pour permettre d'y pénétrer à pied, les échantillons doivent être prélevés à partir d'un autre emplacement.

7 Si on n'est pas certain que les conditions sont sans danger, ne pas prélever d'échantillon. Ne jamais prendre de risque inutile.

Autres sources

Environnement Canada (ébauche de 1999); Nouveau-Brunswick (2000), Saskatchewan (non daté); Environnement Canada (2003g)

2.6 PROTOCOLE DE SÉCURITÉ POUR L'ÉCHANTILLONNAGE SUR LA GLACE

Survol

Lors de l'échantillonnage sur la glace, toujours procéder avec précaution et ne jamais mettre sa vie en danger. Il faut vérifier l'épaisseur de la glace avec une tige ou un ciseau à glace tous les quelques pas. Sur la glace, il faut toujours porter un vêtement de flottaison individuel et un harnais de sécurité attaché à des ancrages pour la glace ou à un point d'ancrage solide sur la rive. L'épaisseur de la glace au-dessus de l'eau courante peut varier, et la résistance de la glace ne peut être estimée d'après l'épaisseur apparente près de la rive. Il faut savoir que la glace en aval des piliers de pont ou d'autres structures peut être mince en raison de la modification du profil d'écoulement et de l'emploi d'agent de déglçage. La glace alvéolée, les zones au-dessus de rapides et les points de confluence avec d'autres cours d'eau devraient être évités, car l'épaisseur de la glace dans ces secteurs est variable. Il faut être particulièrement vigilant pendant les périodes de gel et de dégel (glace pourrie).

Sources

Environnement Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); RESE-Nord (2005); Environnement Canada (2001a)

En un coup d'œil

évaluation de la sécurité

1 Les préleveurs doivent avoir la formation requise au sujet de la sécurité sur la glace et être munis de l'équipement recommandé avant de procéder au prélèvement d'échantillons sous la glace.

2 Idéalement, Rescue Canada effectuera une évaluation de la sécurité de la glace à tous les sites d'échantillonnage. Cela peut supposer que l'échantillonnage à certaines époques de l'année, en certains lieux, soit effectué par au moins deux personnes.

3 Pour des raisons de sécurité, toutes les tâches sur la glace ou par temps froid doivent être accomplies en équipes d'au moins deux personnes.

4 Porter un vêtement de flottaison ou de survie approuvé quand on travaille sur la glace au-dessus d'eaux profondes ou d'eaux vives.

faire preuve d'une extrême prudence

5 Toujours procéder avec précaution sur la glace, et être attaché par un câble. Utiliser un bâton à glace pour vérifier l'épaisseur et l'état de la glace et s'assurer qu'on peut travailler dessus sans danger. La glace de rivière peut être mince, même dans l'Arctique, s'il y a du courant ou un débit entrant d'eaux souterraines tempérées (voir le tableau 4). Apporter quelques grands clous avec soi : grâce à eux, il sera plus facile de remonter sur la glace si celle-ci cède.

6 Apporter des vêtements de rechange avec soi.

7 Ne jamais conduire un véhicule sur la glace à moins qu'une route d'hiver sur glace existe; dans ce cas, conduire avec prudence.

8 Si la glace n'est pas sans danger, ne pas prélever d'échantillon.

Autres sources

Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999); Environment Canada, ébauche (1999); Saskatchewan (non daté)

Charge	Épaisseur de glace requise (mm) ¹			
	Déplacement continu		Charge stationnaire	
	Lac	Cours d'eau	Lac	Cours d'eau
Une personne debout	50	60	75	90
Groupe, file indienne	80	90	120	135
Voiture (2 000 kg)	180	210	300	350
Camion léger (2 500 kg)	200	230	340	390
Camion moyen (3 500 kg)	260	300	425	500

¹ Épaisseur équivalente = épaisseur (glace transparente) + ½ épaisseur (glace blanche).

S'il y a de l'eau entre les couches de glace, ne tenir compte que de l'épaisseur de la couche supérieure. En période de dégel, lorsque la température moyenne de l'air est supérieure à zéro degré Celsius, ajouter 20 % pour déterminer l'épaisseur de glace requise.

Source : RESE-Nord (2005), tiré de l'Alberta Occupational Health and Safety Council (1990).

Tableau 4. Recommandations générales en ce qui concerne la résistance de la glace (glace bleue transparente).

2.7 PROTOCOLES GÉNÉRAUX DE SÉCURITÉ RELATIFS À LA CONSERVATION DES ÉCHANTILLONS SUR LE TERRAIN

Survol

Des changements physiques ainsi que des réactions chimiques et biochimiques peuvent se produire dans le récipient à échantillon entre le moment du prélèvement et celui de l'analyse en laboratoire. Le fait d'entreposer les échantillons dans un contenant d'expédition frais et obscur, comme une glacière, aide à réduire ces possibles problèmes. Cependant, dans certains cas, il peut falloir traiter les échantillons avec un agent de conservation avant d'effectuer l'envoi. Les acides forts et les bases fortes utilisés pour la conservation des échantillons d'eau doivent être stockés et manipulés avec précaution. Toujours entreposer les agents de conservation à la verticale. Entreposer dans un lieu où les agents ne gèleront pas et ne surchaufferont pas.

Sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); RESE-Nord (2005); Environment Canada (2006b)

En un coup d'œil

*fiches
signalé-
tiques*

1 L'un des grands problèmes associés à l'échantillonnage est la manipulation des agents de conservation. L'expérience l'a montré, même de minuscules gouttes de certains de ces agents, comme les acides, peuvent faire des trous dans un pantalon ou dans le tissu de revêtement garnissant les véhicules. On peut donc imaginer les dommages à la peau ou à d'autres parties du corps que peut entraîner la manipulation inadéquate de grandes quantités de ces produits. Les agents de conservation doivent être manipulés avec prudence, et il faut en éliminer correctement les portions inutilisées ou contaminées conformément aux procédures qui devraient être indiquées pour chacun. Les préleveurs doivent lire attentivement la fiche signalétique de chaque agent de conservation à utiliser. En cas de doute, communiquer avec le fournisseur.

*gants et
lunettes de
sécurité*

2 Il faut porter des gants et des lunettes de sécurité lorsqu'on manipule des agents de conservation. Si on porte déjà des lunettes, les lunettes de sécurité ne sont pas nécessaires.

3 Un exemple de la bonne façon de manipuler les agents de conservation est illustré à la photo 4. Le préleveur porte des gants en latex pour protéger les surfaces exposées de sa peau. Les agents de conservation sont stockés en portions individuelles prêtes à l'emploi. Les flacons d'agents de conservation sont manipulés avec grand soin et placés, après utilisation, dans un sac de plastique qu'on scelle sur place et qui est ensuite éliminé conformément aux recommandations du fournisseur.

*dangers
relatifs à
l'hydroxyde
de sodium*

4 Éviter l'inhalation des vapeurs d'agents de conservation ou le contact direct avec la peau, les yeux ou les vêtements. Le contact cutané ou oculaire avec l'hydroxyde de sodium utilisé pour la conservation du cyanure est dangereux. L'hydroxyde de

*faire traiter
une blessure
à l'œil par
un profes-
sionnel
après avoir
reçu les
premiers
soins*

Autres sources

sodium a une texture visqueuse. Si on éprouve cette sensation lorsqu'on frotte ses doigts ensemble, se rincer immédiatement les mains à grande eau. Comme les autres agents de conservation, l'hydroxyde de sodium endommage la peau et les vêtements.

5 Il faut s'occuper immédiatement de tout déversement d'agents de conservation, cela en diluant le produit avec une grande quantité d'eau avant de le nettoyer avec un balai à laver.

6 Si l'agent de conservation entre en contact avec la peau, rincer **immédiatement** la zone touchée à grande eau. Il peut falloir rincer jusqu'à quinze minutes durant.

7 Si l'agent de conservation entre en contact avec les yeux, rincer immédiatement ceux-ci et leur pourtour à grande eau. Il peut falloir maintenir les paupières ouvertes pendant le rinçage. Continuer de rincer pendant au moins quinze minutes. Après les premiers soins, toutes les blessures à l'œil doivent être traitées par un professionnel.

Organisation internationale de normalisation, ébauche (2008c); Environment Canada (non daté, a); Environnement Canada, ébauche (2008); Saskatchewan (non daté); Environnement Canada (2009); Environment Canada (2006b)



Photo 4. Port de gants pendant la manipulation des échantillons et des agents de conservation.

(Source : Environnement Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection, 2005.)

3.0 PROTOCOLE DE NETTOYAGE DE L'ÉQUIPEMENT D'ÉCHANTILLONNAGE

Survol

Le nettoyage efficace de l'équipement d'échantillonnage prévient, réduit et limite les risques de contamination croisée des échantillons pendant une séance d'échantillonnage ou entre ces séances. Cela revêt une importance particulière lorsque l'échantillonnage porte sur des paramètres traces comme les métaux traces ou les constituants organiques présents à l'état de traces. Le nettoyage sert aussi à éliminer les résidus de fabrication, dans le cas d'un nouvel équipement, et à éliminer la poussière et tout autre corps étranger dans le cas d'équipement ayant subi un entreposage ou un transport de longue durée et demandant un nettoyage.

Le nettoyage de l'équipement d'échantillonnage aide également à prévenir le transfert d'espèces aquatiques envahissantes d'un plan d'eau à un autre. Les espèces aquatiques envahissantes sont des organismes qui ont été introduits dans un nouvel écosystème aquatique et qui ont des incidences nuisibles sur la diversité des espèces indigènes et sur l'utilisation des écosystèmes touchés par les humains, par exemple en ce qui touche l'aménagement récréatif et la pêche. Les espèces aquatiques envahissantes peuvent être des poissons, des invertébrés, des reptiles, des amphibiens, des algues ou des plantes. De nombreuses espèces aquatiques envahissantes peuvent être transportées par inadvertance dans l'eau résiduelle se trouvant dans l'équipement d'échantillonnage, ou encore en étant fixées sur des plantes aquatiques, des embarcations ou l'équipement d'échantillonnage (p. ex., filets et bottes cuissardes). De simples précautions peuvent empêcher la propagation des espèces aquatiques envahissantes d'un plan d'eau à un autre.

Nettoyer et inspecter tout l'équipement, les filets et les objets personnels tels que les bottes cuissardes, les embarcations et les remorques. **Enlever** les plantes, les animaux et la boue. **Rincer** à l'aide d'un jet d'eau à haute pression. Il est préférable d'utiliser de l'eau courante extrêmement chaude (50 °C [120 °F]).

Rejeter à la source ou sur la terre ferme toute l'eau se trouvant dans l'équipement et dans les embarcations, y compris dans les moteurs, les viviers et les fonds de cale.

Laisser sécher les embarcations pendant au moins 5 jours au soleil (si le rinçage n'est pas possible). Sinon, **congeler** tous les filets et l'équipement pendant au moins 2 jours, ou faire **tremper** tout l'équipement, y compris les filets, dans 1) une solution d'eau et de sel (mélanger 230 g [2/3 de tasse] de sel à 1 L

[1 gallon] d'eau) pendant 24 heures, 2) dans du vinaigre blanc non dilué pendant 20 minutes, ou 3) dans de l'eau de Javel diluée (solution d'hypochlorite de sodium à > 5 %, selon une concentration de 100 ml (~ 3 onces) d'eau de Javel pour 20 L (~ 5 gallons) d'eau, pendant au moins 60 minutes.

Remettre les poissons vivants indésirables là où ils ont été pris. Ne jamais transporter ou rejeter des plantes, des animaux ou de la boue dans un autre plan d'eau.

L'équipement d'échantillonnage devrait soit être jetable (à utilisation unique), soit être soumis à des procédures de nettoyage rigoureuses (selon les paramètres visés par l'échantillonnage); il devrait être entreposé dans des sacs en plastique neufs scellés (par ex. Ziploc) ou être enveloppé dans du papier d'aluminium n'ayant jamais servi, selon les paramètres visés par l'échantillonnage. On peut aussi utiliser du parafilm (pellicule autoscellante, modelable et souple) pour recouvrir les ouvertures du matériel et prévenir l'accumulation de poussière. Il peut être nécessaire de remplacer à l'occasion l'échantillonneur ou la corde, ou les deux, s'ils sont trop sales ou usés.

Toutes les bouteilles de prélèvement doivent provenir d'un laboratoire d'analyse reconnu; elles ne peuvent être utilisées qu'une fois. Leur capuchon doit demeurer en place en tout temps avant et après l'échantillonnage. Elles ne doivent être employées que pour la procédure d'échantillonnage visée, et ne doivent pas être nettoyées. Les procédures de nettoyage qui suivent s'appliquent au matériel d'échantillonnage non jetable, à l'exception des bouteilles de prélèvement.

Sources

Alberta Environment (2005a); Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); Environment Canada (2006b)

Points de sécurité

Toujours ajouter de l'acide à l'eau. Travailler sous une hotte, si possible. Sinon, porter un respirateur muni de filtres offrant une protection contre les produits chimiques dangereux qui sont utilisés (par ex. acides, solvants). Nettoyer l'équipement dans un endroit bien ventilé. Porter des gants et des lunettes de sécurité. Consulter la FS de tous les produits chimiques utilisés pour le nettoyage afin d'obtenir les renseignements pertinents sur l'équipement de protection individuel, le nettoyage des déversements et les traitements médicaux.

Considérations générales

1 Une solution à 5 % (v/v) d'acide chlorhydrique ou une solution à 10 % (v/v) d'acide nitrique doit être utilisée pour le trempage ou le rinçage de l'équipement utilisé pour la cueillette d'échantillons en vue de l'analyse des métaux traces. Remarque : si l'équipement est destiné à être utilisé pour recueillir des échantillons en vue de l'analyse de l'azote, il ne faut pas employer d'acide nitrique.

solutions de nettoyage

2 Un détergent sans phosphate de qualité laboratoire doit être employé pour nettoyer l'équipement au savon (par ex. Liquinox, Contrad, Extran). Utiliser une solution de 0,1 à 2,0 % (v/v) pour le nettoyage entre les séances sur le terrain (concentration plus élevée au besoin), et utiliser une solution de 0,1 à 0,2 % (v/v) pour le nettoyage sur le terrain. Pour limiter l'accumulation de résidus de savon, ne pas employer une solution à plus de 0,2 % (v/v) sur le terrain.

blancs de rinçage

3 Remarque : tous les contenants et le matériel employés pour l'analyse des produits organiques présents à l'état de traces doivent être en acier, en verre ou en Téflon.

4 On peut recueillir des blancs de rinçage pour vérifier s'il y a une contamination résiduelle après nettoyage de l'équipement. Un blanc de rinçage est un échantillon d'eau désionisée recueilli après avoir été versé sur ou dans le dispositif d'échantillonnage. L'eau doit être d'une qualité aussi élevée que celle employée pour l'analyse des échantillons recueillis à l'aide du dispositif en question.

5 Si du méthanol est employé comme solvant, ne pas en utiliser sur l'équipement destiné au prélèvement d'échantillons dont on veut mesurer la teneur en carbone particulaire total (CPT), en carbone particulaire organique (CPO), ou encore en carbone organique total ou dissous (COT/COD).

Nettoyage de l'équipement destiné à l'échantillonnage des composés inorganiques présents à l'état de traces

1 Effectuer un nettoyage physique par brossage, puis nettoyer à l'aide d'un détergent sans phosphate. Cela élimine toutes les matières particulaires visibles ainsi que les résidus d'huile ou de graisse.

2 Rincer à l'eau du robinet et à l'eau distillée ou désionisée. Cela élimine les résidus de détergent.

3 Rincer le matériel d'échantillonnage non métallique à l'acide ou le mettre à tremper dans l'acide. Utiliser soit une solution à 5 % (v/v) d'acide chlorhydrique ou une solution à 10 % (v/v) d'acide nitrique. Habituellement, le matériel subit un rinçage ou un trempage à l'acide entre les séances sur le terrain, et un rinçage à l'acide lors du nettoyage ou de la décontamination sur le terrain.

4 *Rinçage à l'acide* : L'équipement devrait être soigneusement rincé à l'acide; il faut veiller à ce que toutes les surfaces susceptibles d'entrer en contact avec l'échantillon soient rincées.

5 *Trempage à l'acide* : Idéalement, il faut laisser l'équipement à tremper 12 à 24 heures, mais l'USGS (2005) recommande un trempage à l'acide de 30 minutes.

Idéalement, les deux procédures devraient être effectuées sous une hotte.

6 Effectuer plusieurs rinçages à l'eau distillée ou désionisée (3 à 5 rinçages). Au moins le dernier rinçage doit être fait à l'eau désionisée. Afin d'éliminer tous les résidus d'acide, veiller à ce que l'eau entre en contact avec toutes les surfaces susceptibles de toucher l'échantillon.

7 Laisser sécher à l'air dans un endroit propre, sur une surface non métallique propre. Éviter les zones où il y a de la poussière ou des émanations.

8 Entreposer dans des sacs en plastique neufs et propres, de type Ziploc, ou recouvrir les ouvertures du matériel à l'aide de parafilm jamais utilisé auparavant, ou les deux. Inscrire sur le sac la date du nettoyage ainsi que les initiales de la personne ayant procédé au nettoyage. Entreposer et transporter le matériel nettoyé dans un contenant propre et dans un endroit propre.

9 Éliminer tous les déchets d'acide dans une cuve à déchets destinée aux acides, et entreposer dans une zone pour déchets dangereux en attendant les procédures d'élimination appropriées. Consulter la FS pour obtenir des précisions, et ne pas entreposer les acides à proximité des solvants.

*élimination
appropriée*

Nettoyage de l'équipement destiné à l'échantillonnage des composés organiques présents à l'état de traces (par ex. hydrocarbures)

1 Effectuer un nettoyage physique par brossage, puis nettoyer à l'aide d'un détergent sans phosphate. Cela élimine toutes les matières particulaires visibles ainsi que les résidus d'huile ou de graisse.

2 Rincer à l'eau du robinet et à l'eau distillée ou désionisée. Cela élimine les résidus de détergent. Rincer avec des solvants organiques (par ex. acétone, hexane ou méthanol). Une procédure courante consiste à rincer d'abord à l'hexane, puis à laisser sécher à l'air, avant de rincer à l'acétone puis de laisser sécher à l'air. L'équipement devrait être soigneusement rincé avec le solvant, et il faut veiller à ce que ce dernier entre en contact avec toutes les surfaces susceptibles de toucher l'échantillon. Idéalement, les deux procédures devraient être effectuées sous une hotte.

*élimination
appropriée*

3 Effectuer plusieurs rinçages à l'eau distillée ou désionisée (3 à 5 rinçages). Au moins le dernier rinçage doit être fait à l'eau

désionisée. Afin d'éliminer tous les résidus de solvant, veiller à ce que l'eau entre en contact avec toutes les surfaces susceptibles de toucher l'échantillon.

4 Laisser sécher dans un endroit propre, sur une surface propre recouverte de papier d'aluminium neuf et propre (rincé à l'hexane et à l'acétone). Éviter les zones où il y a de la poussière ou des émanations.

5 Envelopper l'équipement de papier d'aluminium neuf et propre et l'entreposer dans des sacs en plastique propres de type Ziploc. Incrire sur le sac la date du nettoyage ainsi que les initiales de la personne ayant procédé au nettoyage. Entreposer et transporter l'équipement nettoyé dans un contenant propre et dans un endroit propre.

6 Éliminer tous les déchets d'hexane et d'acétone dans une cuve à déchets destinée aux solvants organiques, et entreposer dans une zone pour déchets dangereux en attendant les procédures d'élimination appropriées. Consulter la FS pour obtenir des précisions, et ne pas entreposer les acides à proximité des solvants.

Nettoyage de matériels particuliers : tuyau d'échantillonnage de la zone euphotique ou tuyau pour pompe péristaltique

1 Après utilisation, rincer l'extérieur et l'intérieur à l'eau distillée ou désionisée ou à l'eau du robinet.

2 Retirer le clapet de pied du tuyau d'échantillonnage de la zone euphotique et mettre à tremper dans une solution de HCl à 5 %.

3 Remplir le tuyau de HCl à 5 % et laisser reposer 6 à 12 heures.

4 Rincer soigneusement l'intérieur du tuyau avec de l'eau désionisée ou distillée (3 à 5 fois). Au moins le dernier rinçage doit être fait à l'eau désionisée.

5 Réassembler et entreposer dans un sac en plastique propre de type Ziploc. Incrire sur le sac la date du nettoyage ainsi que les initiales de la personne ayant procédé au nettoyage. Entreposer et transporter le matériel nettoyé dans un contenant propre et un endroit propre.

6 Ne pas mettre le lest de plomb ni le collier de serrage à tremper dans l'acide.

7 Tous les tuyaux devraient être remplacés une fois l'an. Tous les lests devraient être recouverts de caoutchouc, et les surfaces à découvert devraient être réparées.

Nettoyage de l'acier inoxydable – échantillonnage général de l'eau

1 Laver avec un détergent sans phosphate laissant peu de résidus (par ex. Contrad, Neutrad or Extran).

2 Rincer soigneusement à l'eau désionisée ou à l'eau purifiée par osmose inverse (eau OI).

3 Entreposer dans des sacs en plastique neufs et propres, de type Ziploc, ou recouvrir les ouvertures de l'équipement à l'aide de parafilm jamais utilisé auparavant, ou les deux. Inscrire sur le sac la date du nettoyage ainsi que les initiales de la personne ayant procédé au nettoyage. Entreposer et transporter l'équipement nettoyé dans un contenant propre et dans un endroit propre.

4.0 PROTOCOLES GÉNÉRAUX POUR LA PRISE DE NOTES SUR LE TERRAIN

Survol

Les bonnes pratiques d'échantillonnage supposent nécessairement la prise de notes précises sur le terrain. La consignation de renseignements en apparence anodins, comme l'heure ou les conditions météorologiques, revêt souvent de l'importance pour l'interprétation des données. Un registre de terrain (reliure à feuilles mobiles garnie de papier hydrofuge) est obligatoire pour chaque projet. Toutes les mesures de terrain devraient être consignées directement dans le registre de terrain pendant la sortie. Tous les renseignements inscrits dans le registre devraient être versés dans une base de données au retour de la sortie sur le terrain.

Le personnel de terrain est responsable de noter tout fait inhabituel en plus du relevé des conditions et des mesures courantes. Tout écart par rapport aux protocoles normalisés (par ex. le prélèvement d'échantillons à un emplacement différent pour des raisons de sécurité ou de difficulté d'accès, ou l'application de procédures différentes de celles décrites ici) doit être indiqué dans la base de données. Si des conditions anormales sont observées – par exemple couleur ou odeur inhabituelle de l'eau, prolifération d'algues, signes que des substances étrangères ont contaminé le milieu (nappe d'hydrocarbures, films superficiels, etc.), mortalité massive de poissons –, l'enquêteur sur le terrain doit prendre des échantillons en plus de ceux prévus dans le cadre du projet.

Les notes prises sur le terrain au cours de l'échantillonnage sont souvent essentielles lorsqu'on veut interpréter les données plusieurs mois ou années après. L'autre avantage de la prise de bonnes notes de terrain est qu'on peut les relire avant de quitter le bureau pour une séance d'échantillonnage. Cela peut être utile si les points d'échantillonnage changent au cours de l'année, pour une raison ou une autre. En constituant des dossiers au fil du temps, on est en mesure de prélever des échantillons plus représentatifs, et ainsi d'assurer l'intégrité des échantillons. On peut ainsi également se rendre compte des dangers qui n'apparaissent à un site qu'à certaines périodes de l'année.

Sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003); Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); Alberta Environment (2006a); RESE (2005)

En un coup

renseignements à

1 Consigner tous les renseignements habituels sur le site, dont le nom et le numéro du site, la date et l'heure, le nom de la

d'œil

consigner personne prélevant les échantillons, les coordonnées du lieu (GPS ou autre), etc.

2 Il est essentiel de noter les éléments suivants à chaque site, aussitôt que possible après l'enregistrement de la mesure : mesures de terrain de la température de l'air et de l'eau, pH, limpidité de l'eau, oxygène dissous et conductivité spécifique (ou autre). Il existe des instruments destinés à être utilisés sur le terrain pour mesurer ces paramètres individuellement, et ils peuvent être munis de dispositifs d'enregistrement. Il existe aussi des multisondes qui permettent de mesurer plus d'un paramètre à la fois.

conservation des renseignements et des notes

3 Les conditions inhabituelles risquant de nuire au prélèvement d'un échantillon représentatif devraient être notées.

4 Les notes devraient de préférence être consignées sur du papier hydrofuge ou sur un dispositif informatique et être rangées dans un endroit réservé à cet effet au retour de la sortie sur le terrain.

5 Les préleveurs devraient éviter d'apporter toutes les notes de terrain concernant un site donné à chacune de leurs sorties, car un accident pourrait entraîner la perte d'une quantité d'information importante.

6 Les feuilles de demande d'analyses pour le laboratoire doivent être remplies par le préleveur, qui doit y indiquer la date et le lieu d'échantillonnage ainsi que toute mesure de terrain effectuée.

Autres sources

ISO (2008b); Alberta Environment (2006a); Environment Canada, non daté (a)

4.1 PROTOCOLES GÉNÉRAUX RELATIFS À LA CHAÎNE DE POSSESSION

Survol

Les échantillons doivent être prélevés à l'aide des techniques appropriées et être étiquetés de manière adéquate afin de permettre leur identification exacte à leur arrivée au laboratoire. Les documents pertinents doivent aussi accompagner les échantillons, et ceux-ci doivent être acheminés au laboratoire sans délai. Les échantillons doivent arriver au moment opportun au laboratoire afin que les analyses exigeant un traitement rapide puissent être entreprises sur réception des échantillons. Pour cela, il faut que les échantillons soient prélevés au début de la semaine, ou que des arrangements soient pris à l'avance avec le laboratoire pour que le personnel nécessaire prenne les échantillons en charge et commence tout de suite les analyses.

Un formulaire de chaîne de possession ou de transfert d'échantillon sera utilisé pour tous les projets. Ce formulaire est primordial si le projet est mené pour des raisons juridiques (ex. surveillance de la conformité). Ce formulaire est d'une importance critique pour assurer la validité du projet et garantir que l'échantillon n'est pas falsifié. Il assure également que seul le personnel autorisé manipule l'échantillon et que les techniques d'échantillonnage sur le terrain adéquates sont employées dans le programme. Tous les transferts d'échantillon sont notés sur le formulaire. Les procédures de transfert y sont également décrites, cela pour garantir la protection et la conservation des échantillons. Toute modification aux procédures d'échantillonnage ou de stockage doit être inscrite sur le formulaire de chaîne de possession. Les renseignements figurant sur le formulaire doivent être archivés pour le projet.

Sources

Ontario Ministry of the Environment (2006); RESE-Nord (2005)

En un coup d'œil

- délais*
- 1** Il est préférable de prélever les échantillons au début de la semaine ou au cours de la fin de semaine pour que ceux-ci parviennent au laboratoire pendant les heures d'ouverture, et pour éviter tout délai avant leur analyse. C'est particulièrement important quand des analyses exigeant un traitement rapide (par exemple, des échantillons bactériologiques) ou des analyses à des fins juridiques sont requises.
- étiquetage approprié*
- 2** Un marqueur à encre permanente à l'épreuve de l'eau ou un crayon à l'épreuve de l'eau doit être utilisé pour écrire sur l'étiquette des bouteilles et des autres récipients à échantillon; on peut aussi utiliser des étiquettes à coller détachables. Chaque bouteille doit porter une étiquette indiquant le numéro de l'échantillon de terrain, le nom de l'échantillon, le numéro du

renseignements exigés sur les formulaires

site, la date et le lieu de l'échantillonnage, les analyses requises (par exemple, métaux) ainsi que les agents de conservation ou les filtres employés.

3 Les renseignements doivent être inscrits sur le formulaire de transfert de l'échantillon à l'aide d'un stylo ou d'un crayon à l'épreuve de l'eau, puisque les marqueurs à pointe en feutre peuvent baver ou s'effacer par frottement. Écrire aussi nettement et lisiblement que possible.

4 Conserver les formulaires au sec dans un sac en plastique de type Ziploc placé soit sur le dessus de la glacière ou du contenant renfermant les échantillons et les blocs réfrigérants, soit dans un sachet placé à l'intérieur, sous le couvercle.

5 Les formulaires doivent contenir les renseignements suivants (selon les besoins du laboratoire recevant les échantillons) : renseignements sur le client et le programme; description de l'emplacement de la station; matrice et type de l'échantillon; analyses de laboratoire exigées (avec les limites de détection appropriées); numéro d'identification de l'échantillon de terrain; date de transfert et heure du prélèvement (utiliser de préférence la notation sur 24 h); nom et coordonnées du préleveur; température de l'eau et de l'air au moment de l'échantillonnage; commentaires sur toutes conditions inhabituelles.

échantillons recueillis à des fins juridiques

6 Pour le prélèvement d'échantillons à des fins juridiques, il faut sceller les échantillons individuels et les marquer des initiales du préleveur avant de les placer dans la glacière et après avoir ajouté les agents de conservation, le cas échéant; ensuite, la glacière elle-même doit être scellée et marquée des initiales du préleveur. La glacière doit demeurer en la possession du préleveur avec les formulaires juridiques pertinents jusqu'au transfert à la personne suivante, dans la chaîne de possession, sur signature du préleveur. Des procédures d'échantillonnage à des fins juridiques doivent être appliquées par des préleveurs ayant suivi un cours reconnu sur ces procédures.

7 On recommande le transport rapide des échantillons au laboratoire, surtout dans le cas d'échantillons prélevés à des fins juridiques.

4.2 PROTOCOLE POUR L'ENTREPOSAGE ET L'EXPÉDITION DES ÉCHANTILLONS

Survol

Les échantillons doivent être entreposés à 4 °C dans un réfrigérateur de laboratoire portatif, un réfrigérateur portatif ou une glacière garnie de blocs réfrigérants pendant l'été. Lorsque les températures chutent sous le point de congélation, l'hiver, placer les échantillons dans une glacière garnie de contenants compressibles remplis d'eau tiède. Entreposer les échantillons tel qu'approprié jusqu'à ce qu'ils puissent être transférés dans un dispositif de réfrigération temporaire ou dans une installation de réfrigération. Ainsi, on garantira leur conservation adéquate et la préservation entière de leur qualité. Si la réfrigération est impossible, les activités de terrain ainsi que le transport des échantillons doivent être planifiés de façon à ce que les échantillons parviennent sans délai au laboratoire.

Sources

RESE-Nord (2005); Environment Canada (ébauche de 1999)

En un coup d'œil

expédier les échantillons dès que possible

1 Les échantillons devraient être expédiés aussitôt que possible après leur prélèvement. Envoyer les échantillons dans une glacière contenant assez de blocs réfrigérants pour maintenir les échantillons à une température d'environ 4 °C pendant toute la durée du trajet. Chaque fois que c'est possible, envoyer les échantillons au laboratoire le jour même de leur prélèvement.

protéger les formulaires accompagnant les échantillons

2 Chaque contenant d'expédition ne devrait renfermer que les bouteilles devant être analysées ou nettoyées au laboratoire de réception. Tous les échantillons doivent être scellés et emballés en utilisant des flocons de styromousse ou des film à bulles afin de prévenir toute fuite et empêcher que les bouteilles ne se cassent. Le laboratoire lavera toutes les bouteilles vides. Toutes les bouteilles sales retournées doivent porter leur capuchon. Rincer les anciennes bouteilles de réactifs avant de les retourner.

étiquetage approprié des contenants d'expédition

3 S'assurer d'inclure une copie de la feuille de terrain ou du formulaire de demande, ou les deux, avec chaque envoi. Un formulaire de chaîne de possession concernant les échantillons doit également accompagner, au besoin, tout contenant d'expédition. Ces formulaires doivent être placés à l'intérieur d'un sac en plastique scellé dans le contenant d'expédition afin d'assurer leur protection si une bouteille fuit ou se casse.

4 Étiqueter tous les contenants d'expédition en indiquant l'adresse de destination ainsi que le destinataire. Les étiquettes d'adresse doivent être recouvertes de ruban adhésif transparent afin de les protéger contre les éraflures et les marques. Indiquer ce qui suit sur le dessus de chaque contenant : « POIDS SUPÉRIEUR À 16 KG », « HAUT » ET « FRAGILE », le cas échéant. Il peut également être utile de mettre la mention « NE

*connaître et
respecter
l'ensemble
de la
réglementation sur le
transport des
marchandises
dangereuses*

PAS CONGELER ». S'assurer que les contenants ne portent pas une adresse erronée ou des étiquettes de mise en garde non pertinentes. S'il y a plus d'un contenant, chacun doit être numéroté avec une indication du total (par exemple, « 3 de 6 »).

5 Si une glacière est employée pour l'envoi des échantillons, s'assurer que le trou de vidange est recouvert d'un ruban adhésif afin de prévenir les fuites. Au moins un morceau de ruban adhésif devrait recouvrir le fermoir. Les glacières devraient être munies de poignées solides. Les poignées brisées et les aspérités devraient être enlevées.

6 La documentation appropriée ou les reçus du service de messagerie par voie terrestre ou aérienne devraient être conservés dans le dossier de façon à pouvoir retracer les colis perdus ou endommagés.

7 Il est très important de respecter l'ensemble de la réglementation sur le transport des marchandises dangereuses lors de l'emballage et de l'étiquetage des boîtes d'échantillons ainsi que de la production de la documentation connexe. Habituellement, les échantillons avec agent de conservation ne sont pas considérés comme des marchandises dangereuses étant donné le caractère très dilué de l'agent de conservation. Cependant, l'expéditeur est responsable des marchandises. Il doit se considérer comme un expéditeur accrédité de marchandises dangereuses; cela assurera sa protection et celle des personnes qui transportent les échantillons et qui les reçoivent. En cas de doute sur quelque aspect que ce soit de la réglementation, communiquer avec le formateur en matière de transport de marchandises dangereuses de sa région, ou Transports Canada.

Autres sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003); ISO (2008a); Environment Canada (non daté, a); Environment Canada (ébauche de 2008); Ontario Ministry of the Environment (2006); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999); New Brunswick (2000); Saskatchewan (non daté); Environment Canada (2009); Nova Scotia Department of Environment and Labour (1996); Environnement Canada (2003a)

5.0 PROTOCOLE GÉNÉRAL POUR LA FILTRATION SUR LE TERRAIN

Survol

Pour établir la concentration de composés dissous, il faut filtrer les échantillons d'eau à l'aide d'un filtre à membrane d'acétate de cellulose de 0,45 µm. Cela peut se faire en laboratoire dans certains cas, mais, le plus souvent, la filtration est effectuée sur le terrain (ou dans un laboratoire de terrain). Toutes les parties de l'appareil de filtration doivent être nettoyées, y compris les tuyaux, les flacons de filtration ainsi que les entonnoirs, à moins qu'on utilise des ensembles de filtration jetables. Ceux-ci ont l'avantage de réduire la contamination de l'échantillon. Dans tous les autres cas, tout l'équipement de filtration doit être nettoyé avant de partir sur le terrain et entre chaque filtration. L'équipement de filtration doit être nettoyé entre les échantillons répétés également.

Sources

Alberta Environment (2006a); RESE-Nord (2005); B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

En un coup d'œil

1 Les unités de filtration et l'appareillage (figure 1) doivent être gardés propres grâce à l'application de procédures habituelles de lavage à l'acide et de trempage dans l'eau désionisée. Les unités de filtration propres doivent être entreposées dans des sacs en plastique scellés afin de prévenir leur contamination.

2 Filtration générale : Avant de partir sur le terrain, nettoyer l'intérieur de tous les tuyaux en les remplissant avec du HCl à 5 % et en les laissant tremper ainsi pendant au moins 6 heures. Ensuite, faire passer environ 500 mL d'eau désionisée dans les tuyaux. Laver les flacons de filtration et les entonnoirs avec un détergent de laboratoire sans phosphate (par ex. Liquinox). Rincer trois fois à l'eau du robinet, puis quatre fois à l'eau désionisée. Laisser ensuite tremper les flacons de filtration et les entonnoirs dans un bain de HCl à 5 % pendant une nuit. Après le trempage, rincer quatre fois à l'eau du robinet, puis quatre fois à l'eau désionisée.

laver l'équipement de filtration entre les échantillons répétés

3 Avant chaque filtration, faire passer environ 250 mL d'eau désionisée dans les tuyaux. Rincer trois fois les flacons de filtration et les entonnoirs avec de l'eau désionisée.

4 Après la filtration d'échantillons particulièrement troubles, faire passer environ 500 mL de HCl à 5 % dans les tuyaux, puis environ 200 mL d'eau désionisée. Frotter et rincer les flacons de filtration et les entonnoirs avec du HCl à 5 %. Rincer souvent et soigneusement avec de l'eau désionisée. S'il ne semble pas y avoir de sédiments qui adhèrent à l'unité de filtration, on peut laisser tomber ce rinçage au HCl. L'équipement de filtration doit être lavé tel qu'indiqué entre les échantillons répétés également.

Autres sources

ISO (2008a); Environment Canada (non daté, a), Environment Canada (ébauche de 2008); Environment Canada (2006b); Environment Canada (1999); Environment Canada (2009)

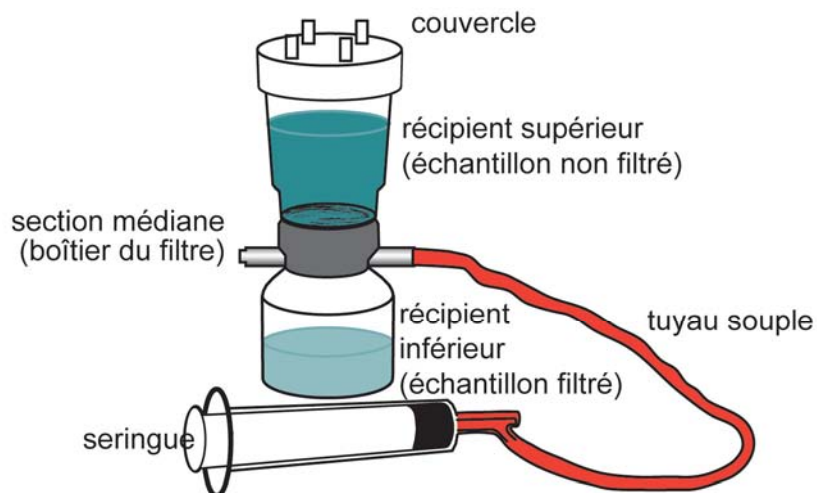


Figure 1. Exemple d'appareil de filtration. (Source : B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection, 2003.)

5.1 PROTOCOLE POUR LA FILTRATION DES ÉCHANTILLONS EN VUE DE L'ANALYSE DU PHOSPHORE ET DES ÉLÉMENTS NUTRITIFS

Sources

Environment Canada (2006b); Environment Canada (non daté, a), *Wolfe Island Field Site Sampling Protocol* (ébauche)

En un coup d'œil

1 Rincer la verrerie avec de l'eau Milli-Q. Utiliser une cuvette de filtration en verre complètement ouverte. Enfiler des gants jetables puis, à l'aide de pinces, mettre un filtre de cellulose en place. Placer la cuvette de filtration sur le support et fixer solidement.

2 Nettoyer la verrerie à l'aide d'un cylindre gradué de 500 mL, et filtrer une partie aliquote (250 mL) de l'échantillon. Rincer les parois de l'erlenmeyer avec ce filtrat et vider le contenu. Répéter la filtration à l'aide du même papier filtre.

3 Changer le papier filtre et filtrer une autre partie aliquote (750 mL) de l'échantillon. À l'aide du filtrat, rincer les bouteilles de prélèvement et les bouteilles pour les doubles, ainsi que leur couvercle, deux fois, puis remplir les bouteilles avec de l'eau échantillonnée.

4 À l'aide du filtrat, rincer les bouteilles de prélèvement en verre de 125 mL et leur couvercle deux fois, puis remplir avec de l'eau échantillonnée. Ajouter 1 mL d'acide sulfurique comme agent de conservation dans chaque bouteille de phosphore, puis bien mélanger en renversant les bouteilles. Entreposer les échantillons au réfrigérateur.

garder à l'abri de la lumière directe du soleil

5 Retirer le papier de l'unité de filtration, et rincer celle-ci avec 200 mL d'eau Millipore. Vider l'eau dans un évier. Laisser l'eau s'écouler de l'erlenmeyer.

toujours porter des gants

6 Pour les échantillons de **chlorophylle a**, veiller à ce que le contenant d'échantillonnage ainsi que le dispositif de filtration demeurent à l'abri de la lumière directe du soleil. Rincer l'entonnoir à filtration ainsi que le cylindre gradué entre les échantillons à l'aide d'eau désionisée. Toujours manipuler les filtres à l'aide de pinces réservées à la filtration d'échantillons contenant de la chlorophylle a.

7 Pour les échantillons de **carbone** et d'**azote particulaire**, rincer la verrerie avec un mélange d'eau Milli-Q et de méthanol, puis avec de l'eau échantillonnée. Enfiler des gants puis, à l'aide de pinces (ne pas toucher avec les doigts), mettre un filtre Whatman GF/C en place sur le support de filtration. Placer la cuvette de filtration à fente carrée sur le filtre et fixer solidement.

8 À l'aide d'un cylindre gradué de 500 mL, filtrer une partie aliquote (au total 1 000 mL) d'eau brute bien mélangée. Régler le vide entre 5 et 7 livres par pouce carré (psi); maintenir entre 2 et 4 cm d'eau dans la cuvette. S'assurer qu'il n'y a pas de fuites sur le pourtour du papier filtre. L'échantillon final devrait tenir

dans la petite ouverture rectangulaire de la cuvette de filtration.

9 Une fois que l'échantillon d'eau est passé à travers le filtre, rincer l'intérieur de la cuvette de filtration avec 2 à 5 mL d'eau Milli-Q. Maintenir le vide entre 5 et 7 psi. Ajouter avec précaution 2 à 5 mL de H₂SO₄ 0,1 N sur le filtre et continuer de filtrer (l'acide sulfurique entraîne les carbonates). Rincer une fois de plus avec de l'eau Milli-Q.

10 Retirer la cuvette de filtration, toujours sous vide. Continuer de filtrer sous vide afin d'éliminer tout excès d'eau du filtre GF/C. Lorsque le papier filtre est asséché, interrompre le vide et transférer le papier filtre avec précaution dans une boîte de Petri (indiquer la date, le site, le volume filtré, le paramètre ainsi que le code du double, s'il y a lieu). Envelopper la boîte de Petri dans de l'aluminium et placer dans un dessiccateur sous vide (20 psi) pendant 2 ou 3 jours. Lorsque le papier filtre est sec, placer la boîte de Petri dans un contenant étanche à l'air au réfrigérateur.

5.2 PROTOCOLE POUR LES MESURES DE TERRAIN CLASSIQUES

Survol

Les mesures *in situ* de paramètres tels que le pH, l'oxygène dissous, la température, la conductivité, la turbidité et le potentiel d'oxydoréduction sont habituellement effectuées au moment de l'échantillonnage. Ces mesures sont relevées *in situ*, dans le plan d'eau, juste sous la surface, à mi-profondeur ou à profondeurs définies, selon l'objectif de l'échantillonnage ainsi que la profondeur du site d'échantillonnage, cela à l'aide d'appareils électroniques à sonde unique ou à sondes multiples.

L'entretien et l'étalonnage adéquats des instruments sont un aspect très important de tout programme de surveillance de la qualité de l'eau. Les instruments doivent être en bon état de marche pour pouvoir fournir des résultats exacts. Le personnel de terrain doit savoir comment étalonner et utiliser tout appareil employé sur le terrain. Il faut tenir des registres d'entretien et d'étalonnage afin d'assurer un suivi du rendement des appareils de mesure. Les sondes des appareils devraient être étalonnées chaque jour dans les conditions de terrain et aux températures ambiantes, et tout au long de la journée, si besoin est (par ex. si on fait un relevé de l'oxygène dissous à des sites d'altitudes différentes, ou tous les cinq échantillons sur la qualité de l'eau change de manière considérable d'un site à l'autre). Les exceptions sont les suivantes : la température (vérifier mensuellement au laboratoire à l'aide d'un thermomètre à mercure certifié), la conductivité et la turbidité (étalonner au début de la séance d'échantillonnage), et le potentiel d'oxydoréduction (étalonner tous les six mois).

Examiner les données concernant la qualité de l'eau sur place, pendant l'échantillonnage, afin de prévenir les erreurs de mesure ou l'enregistrement de mesures erronées, ou les deux. Il faut reprendre les mesures et contre-vérifier les lectures douteuses avant de quitter le site. Il vaut parfois la peine de faire des vérifications à la fin de la journée en ce qui concerne certains paramètres clés (il ne s'agit pas de réétalonner) afin de voir si l'appareil de mesure s'est dérégulé ou s'il fonctionne mal. Les lectures devraient être vérifiées à l'aide de solutions étalons, et les valeurs consignées dans le registre de terrain. On confirme ainsi que l'appareil de mesure a fonctionné correctement tout au long de la journée.

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); Alberta Environment (2006a); RESE-Nord (2005)

étalonnage

1 Pour faire un relevé des températures sur le terrain à l'aide d'un thermomètre, retirer le capuchon et placer l'instrument à l'ombre, à l'abri du vent, idéalement à 1 mètre au-dessus du sol, pour réduire le plus possible le risque que la lecture de la température de l'air ambiant soit faussée par la chaleur dégagée par quelque source que ce soit. Laisser le thermomètre en place cinq à dix minutes, ou le temps qu'il faut pour prélever les échantillons d'eau. Enregistrer la température au 0,5 degré Celsius près. Les mesures de la température de l'eau doivent être prises sur le terrain juste après la cueillette de l'échantillon ou, préférablement, *in situ*, au moyen de sondes thermométriques automatisées.

2 Étalonner l'appareil à sondes multiples ou le multimètre avant d'entreprendre les mesures du pH et de l'OD pour la journée. Les appareils de mesure de la conductivité et de la turbidité peuvent être étalonnés au début de la séance d'échantillonnage, et l'appareil de mesure du potentiel d'oxydoréduction peut être étalonné tous les six mois. L'étalonnage est effectué mensuellement en ce qui concerne la température, et cela, à l'aide d'un thermomètre certifié.

3 Les mesures *in situ* aux sites de moins de 2 m de profondeur devraient être relevées juste sous la surface de l'eau (à une profondeur de 0,1 m).

*laisser
l'instrument
s'équilibrer
à chaque
profondeur*

4 Les mesures *in situ* aux sites de plus de 4 m de profondeur devraient être relevées juste sous la surface de l'eau (à une profondeur de 0,1 m) et à intervalles de 1 m jusqu'à une profondeur de 1 m au-dessus du lit du lac. Aux sites dont la profondeur est ≤ 2 m, une série de mesures à mi-profondeur peut être considérée comme appropriée. Aux sites dont la profondeur se situe entre 2 et 4 m, 2 mesures peuvent être prises à 0,25 m sous la surface et à 0,25 m au-dessus du fond du lac. Il est préférable de prendre les lectures de terrain dans le plan d'eau comme tel aux fins de surveillance de la qualité de l'eau (*in situ*), mais, parfois, il est nécessaire d'effectuer les mesures sur un sous-échantillon d'eau. Il faut alors prélever des échantillons distincts pour faire ces mesures de terrain, et ne jamais utiliser pour cela des échantillons qui seront soumis au laboratoire à des fins d'analyse.

5 Laisser l'instrument s'équilibrer à chaque profondeur (habituellement 1 à 2 minutes) et consigner les lectures dans le registre de terrain. Il est également possible de garder les mesures en mémoire dans un enregistreur de données. Lorsqu'on travaille à de grandes profondeurs et que le gestionnaire de projet l'autorise, on peut procéder par intervalles de 5 m si on constate que les lectures sont plutôt stables aux intervalles de 1 m. Lorsqu'un changement est détecté (thermocline, chimiocline, etc.), revenir à des intervalles de 1 m pour

caractériser cette zone.

6 Ramener la sonde à une profondeur de 1 m, laisser l'instrument s'équilibrer, puis enregistrer les mesures à cette profondeur. (Remarque : la lecture du potentiel d'oxydoréduction mettra probablement un peu de temps à se stabiliser en surface.) Il s'agit là d'une vérification de l'instrument sur le terrain ainsi que de l'exactitude de la première lecture.

7 Les nouveaux appareils de mesures de la **conductivité** peuvent fonctionner à l'aide de différentes sondes. Suivre le mode d'emploi indiqué par le fabricant. Des conductivimètres sont également offerts pour « l'eau pure » (conductivité entre 0 et 100 $\mu\text{S}/\text{cm}$) et pour les eaux à forte conductivité (100 à 1 000 $\mu\text{S}/\text{cm}$). Dans certains cas, on peut avoir besoin de ces deux gammes de mesures.

8 Le **pH** devrait être mesuré après la conductivité à l'aide d'un pH-mètre. Ajuster la lecture de la température (au besoin) en fonction de la température de l'échantillon de terrain. Agiter l'échantillon et en utiliser une partie pour rincer l'électrode. Plonger l'électrode dans l'échantillon. Sélectionner le mode de mesure du pH. Faire décrire un mouvement de tourbillon à l'échantillon et mesurer le pH. Laisser l'appareil de mesure s'équilibrer. Veiller à rincer l'électrode avec de l'eau désionisée avant de ranger l'appareil. Plonger l'électrode dans une solution de chlorure de potassium (KCl) pour le stockage (à long terme), selon le mode d'emploi indiqué par le fabricant. L'électrode à pH doit être gardée mouillée avec de l'eau échantillonnée ou de l'eau du robinet tout au long de l'échantillonnage, et non avec la solution étalon.

9 **L'oxygène dissous** peut être mesuré à l'aide de multisondes avec cellule de mesure de l'oxygène dissous dotés des membranes appropriées et correctement étalonnés. Les appareils mesurent la concentration d'oxygène dissous en milligrammes par litre et en pourcentage de saturation en oxygène dissous. Suivre le mode d'emploi fourni par le fabricant pour la mesure de l'OD, en étalonnant l'appareil et en gardant la sonde propre. Un échantillon d'eau prélevé à une certaine profondeur dans chaque plan d'eau peut être soumis à une analyse selon la méthode de Winkler pour vérifier l'exactitude de la mesure de l'OD relevée par l'appareil, de préférence à une profondeur où l'oxygène semble stable. Une mesure de l'OD se situant à $\pm 0,5$ mg/L de la valeur indiquée par le dosage selon la méthode de Winkler est généralement considérée comme acceptable; cependant, l'USGS (2005) recommande que les valeurs indiquées par l'appareil et par la méthode de Winkler concordent à $\pm 0,05$ mg/L OD.

10 La **turbidité** est mesurée comme suit : Remplir jusqu'à la ligne une *cuvette* avec un échantillon de terrain préalablement agité. Assécher la cuvette à l'aide d'un essuie-tout propre, non pelucheux, de qualité laboratoire. Placer la cuvette de façon à ce que la marque indiquant l'orientation soit face à la chambre. Remarque : manipuler la cuvette avec précaution, et éviter de toucher la partie de la cuvette située sous la ligne. Garder les cuvettes rigoureusement propres. Mesurer la turbidité de l'échantillon. Rincer la cuvette avec de l'eau désionisée avant l'entreposage.

Autres sources

ISO (2008a); B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003); ISO (2003a); ministère de l'Environnement, gouvernement du Québec (2000); Environment Canada (non daté, a); Environment Canada (ébauche de 2008); Ontario Ministry of the Environment (2006); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999); Prince Edward Island (non daté); Environnement Canada (ébauche de 1999); New Brunswick (2000); Saskatchewan (non daté); Environment Canada (2009); Nova Scotia Department of Environment and Labour (1996); Environnement Canada (2001a); Environment Canada (2001f); Environment Canada (1998); Environnement Canada (2001e)

6.0 PROTOCOLE POUR LES MÉTHODES GÉNÉRALES D'ÉCHANTILLONNAGE

Survol

On prélève habituellement les échantillons d'eau à gué ou depuis une embarcation, lorsque les eaux sont libres, ou encore en perçant la glace. Des échantillons peuvent également être recueillis à partir de quais, de ponts ou des flotteurs d'un aéronef. Certains échantillons d'eau sont analysés sur le terrain au moment de leur prélèvement, tandis que d'autres sont prélevés en vue d'une analyse ultérieure en laboratoire. S'efforcer de prélever les échantillons au même endroit chaque fois que le site fait l'objet d'un échantillonnage, que cet endroit soit recouvert de glace ou non. L'utilisation d'un système de positionnement (GPS) pour déterminer les coordonnées géographiques garantira que le site d'échantillonnage est localisé de manière précise. Il faut noter tout changement d'emplacement et indiquer la raison du changement.

Les échantillons prélevés en surface peuvent être recueillis en tenant la bouteille de prélèvement et en la plongeant dans l'eau jusqu'à ce qu'elle soit entièrement immergée, selon les procédures normalisées. Cette méthode d'échantillonnage manuel, couramment appelée « échantillonnage instantané », est le moyen le plus facile pour recueillir un échantillon d'eau. La bouteille de prélèvement doit être tenue de la manière indiquée à la figure 2.

Lorsqu'on entreprend une séance d'échantillonnage, il est primordial de se munir de tout l'équipement nécessaire, y compris les appareils de mesure pour les relevés de terrain ainsi que les registres de terrain, les bouteilles pour l'AQ et le CQ, s'il y a lieu, ainsi que les bouteilles de prélèvement sur le terrain, le tout d'une manière ordonnée. Grâce à une démarche méthodique, on peut prélever les échantillons de manière efficace et en toute sécurité. Cela signifie que, si le préleveur doit être attaché à une autre personne, cela doit être fait, et que toutes les précautions destinées à assurer la sécurité, comme les lectures de gaz, doivent avoir été prises avant d'entreprendre l'échantillonnage ou le réglage des instruments. Il faut se rappeler avant d'entreprendre l'échantillonnage que la sécurité passe avant tout.

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); Alberta Environment (2006a); RESE-Nord (2005)

En un coup

1 Prélever les échantillons au milieu des cours d'eau, sauf s'il est nécessaire, pour une raison quelconque, de recueillir un

d'œil

*ordre des
échantillons
instantanés*

*transporter
les
échantillons
dans une
glacière
avec des
blocs
réfrigérants*

*à leur
arrivée au
laboratoire,
les
échantillons
doivent être
aussi
proches que
possible de
la
température
idéale de
4 °C*

échantillon près d'une rive ou des deux rives. Cela sera précisé dans le protocole expérimental et par les coordonnées GPS, ou des repères seront déterminés lors de travaux exploratoires.

2 Si on prélève des échantillons instantanés, il faut respecter un certain ordre. Il faut d'abord prélever des blancs pour le site. Il s'agit ensuite de prélever les échantillons « propres » comme ceux destinés aux mesures bactériologiques, et les échantillons répétés nécessaires. On passe ensuite aux bouteilles pour les mesures de terrain, si celles-ci ne sont pas prises directement dans le cours d'eau. Enfin, on prélève le reste des échantillons, y compris tout échantillon répété.

3 Idéalement, les bouteilles de prélèvement seront transportées entre le véhicule et le lieu d'échantillonnage dans la glacière garnie des blocs réfrigérants nécessaires. Les bouteilles de prélèvement doivent être rangées dans la glacière, et les notes de terrain annexées au formulaire de demande destiné au laboratoire, le cas échéant. Une fois cela fait, les appareils de mesure doivent être rangés dans leurs étuis de transport, tous les matériels d'échantillonnage ou de sécurité être rassemblés en bon ordre, et l'ensemble des glacières, appareils de mesures et dispositifs de sécurité rangés dans le véhicule en vue de leur transport vers un autre site ou vers la base.

4 Il incombe au préleveur :

- de prélever les échantillons conformément au protocole expérimental;
- de noter toutes les conditions inhabituelles à un site où il a prélevé des échantillons à plusieurs reprises,
- de réduire le plus possible les erreurs générées sur le terrain;
- de s'assurer de prélever le meilleur échantillon possible, cela pour produire des résultats aussi représentatifs que possible.

5 Fermer hermétiquement toutes les bouteilles à l'aide de leur bouchon, et les placer en position verticale dans le contenant d'expédition pour la durée du transport. Replacer les bouteilles réservées à l'analyse des métaux traces dans un sac de type Ziploc. Veiller à ce que les bouteilles en verre ne se touchent pas, cela en insérant des bouteilles en plastique entre elles.

6 Placer aussi les blocs réfrigérants dans la glacière immédiatement. Les bouteilles renfermant les échantillons les plus sensibles à la température devraient être placées au fond du contenant d'expédition, le plus près possible des blocs réfrigérants. Pendant les mois chauds, les glacières doivent être gardées à l'abri du soleil et de toute autre source de chaleur. Il ne faut jamais utiliser de sacs de glace ou de la glace non ensachée dans les contenants d'expédition en raison de la possibilité de contamination. De manière générale, il faut placer dans chaque glacière expédiée à un laboratoire un volume de blocs réfrigérants équivalant au volume d'eau prélevé et expédié. Des

blocs réfrigérants doivent être inclus dans chaque envoi vu l'entreposage à court terme des glacières dans les édifices chauffés, dans les camions de messagerie, etc. Au besoin, utiliser davantage de blocs réfrigérants l'été. Les échantillons doivent être froids, le plus près possible de la température idéale de 4 °C, à leur arrivée au laboratoire; ils ne doivent jamais se réchauffer ou geler dans l'intervalle. Le délai maximal de transport est de 48 heures.

Autres sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003); ISO (2003a); ISO (2008a); Environment Canada (ébauche de 2008); Ontario Ministry of the Environment (2006); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999); New Brunswick (2000); Saskatchewan (non daté); Environnement Canada (2009); Nova Scotia Department of Environment and Labour (1996)



Figure 2. Technique pour prélever des échantillons instantanés manuellement. (Source : RESE-Nord, 2005.)

6.1 PROTOCOLES GÉNÉRAUX POUR LES MESURES AU MOYEN D'UN DISQUE DE SECCHI

Survol

Des disques de Secchi (photo 5 et figure 3) sont utilisés pour effectuer une mesure visuelle de la transparence de l'eau ou de la profondeur optique; pour cela, on immerge le disque dans l'eau et on note la profondeur à laquelle il disparaît de la vue. Les mesures devraient être effectuées toutes les deux semaines, de juin à octobre, si possible.

Les mesures au moyen des disques de Secchi doivent être faites à l'ombre, et l'observateur ne doit pas porter de lunettes de soleil. Noter l'heure de la mesure, car ce paramètre peut avoir une incidence sur la lecture. Le moment idéal pour effectuer une mesure au moyen d'un disque de Secchi est le milieu de la journée. Prendre au moins deux mesures à chaque site ou station d'échantillonnage et estimer la profondeur optique d'après la moyenne de ces deux mesures. Idéalement, la mesure effectuée au moyen d'un disque de Secchi doit être exacte à ± 1 cm. Plus la valeur est élevée, plus le lac est limpide. Si on ne dispose pas d'un posemètre fonctionnel, on déterminera de manière approximative la zone euphotique (profondeur correspondant à 1 % du rayonnement incident [lumière]) en multipliant la mesure obtenue au moyen du disque de Secchi par 2.



Photo 5. Disque de Secchi. (Source : CRE Laurentides.)

Sources

Développement durable, Environnement et Parcs, gouvernement du Québec (2007a); RESE-Nord (2005); Alberta Environment (2006a).

En un coup d'œil

moyenne de deux lectures

1 Prendre la lecture au moyen du disque de Secchi du côté de l'embarcation qui est à l'ombre, cela en se servant d'une corde ou d'une chaîne graduée. (Utiliser un marqueur à encre permanente pour indiquer les intervalles plutôt que du ruban adhésif, qui a tendance à se décoller et à glisser au fil du temps.)

2 Faire descendre lentement le disque dans l'eau jusqu'à ce qu'il soit hors de vue, et noter la profondeur (profondeur 1).

3 Faire descendre le disque de 1 m encore (ou jusqu'à ce qu'il soit complètement hors de vue), puis le remonter lentement jusqu'à ce qu'il redevienne visible, et noter cette profondeur (profondeur 2).

4 La lecture du disque de Secchi est la moyenne des deux profondeurs enregistrées (profondeurs 1 et 2). Consigner l'heure de l'échantillonnage. Plus la lecture du disque de Secchi est élevée, plus le lac est limpide. La profondeur à laquelle le disque de Secchi disparaît peut varier d'un observateur à l'autre et d'une journée à l'autre en raison des conditions de luminosité.

Autres sources

Environnement Canada (2009); Nova Scotia Department of Environment and Labour (1996)

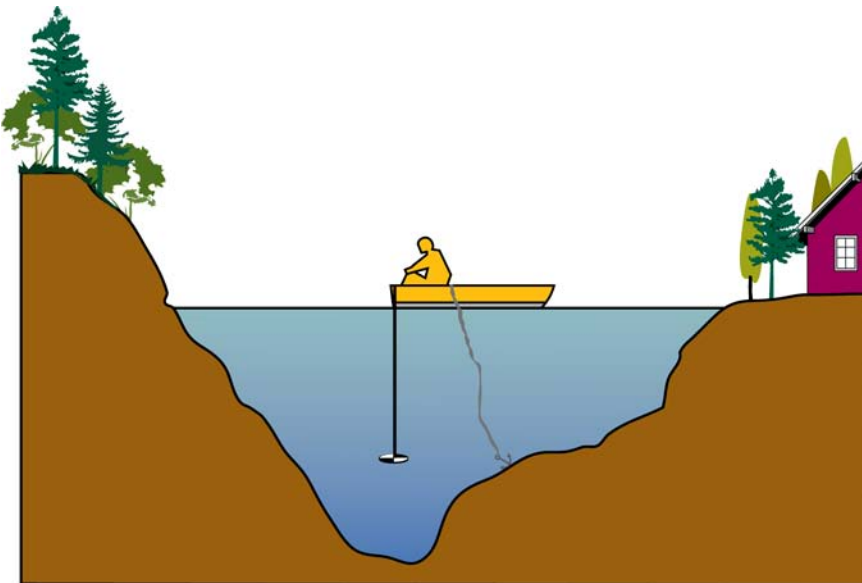


Figure 3. Mesures au moyen d'un disque de Secchi.
(Source : CRE Laurentides.)

6.2 PROTOCOLES D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COLONNE D'EAU

Les protocoles qui sont décrits ci-dessous concernent généralement l'échantillonnage relatif à des variables particulières dans la colonne d'eau.

6.2.1 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COLONNE D'EAU DEPUIS UNE EMBARCATION OU UN AÉRONEF

Survol

Il faut respecter les mesures d'assurance et de contrôle de la qualité (voir le protocole applicable) et les mesures de sécurité (voir le protocole applicable). Le protocole précise comment les préleveurs devraient être attachés, l'endroit à partir duquel l'échantillon devrait être prélevé, ainsi que la façon de recueillir un échantillon pour réduire le plus possible le risque de contamination par l'embarcation ou l'aéronef.

Sources

RESE-Nord (2005); Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); Environnement Canada (2001).

En un coup d'œil

échantillonnage en amont

1 Dans l'eau courante, toujours prélever l'échantillon en amont, afin de prévenir la contamination de l'échantillon par de l'essence ou de l'huile. Cela garantira que ni le corps, ni les gestes du préleveur n'affecteront l'eau à échantillonner (par exemple en remuant les sédiments ou le biote se trouvant au fond). Les échantillons instantanés peuvent être prélevés lorsque l'embarcation est ancrée ou qu'elle dérive au milieu du cours d'eau.

échantillon instantané

2 Lorsqu'on utilise un échantillonneur lesté dans un cours d'eau ou un lac, on peut soit jeter l'ancre, soit garder l'embarcation en mouvement, selon les circonstances. Par exemple, s'il y a un risque de glaces flottantes, ne pas ancrer l'embarcation et laisser le moteur tourner pour s'assurer de pouvoir déplacer l'embarcation pour la mettre hors de danger.

3 Les échantillons prélevés à des profondeurs inférieures à 50 cm peuvent être recueillis manuellement (échantillon instantané). Plonger les bouteilles dans l'eau et les remplir directement. Tenir la bouteille près de sa base, et en retirer le bouchon. Plonger la bouteille, goulot vers le bas, sous la surface, à une profondeur d'environ 20 cm. Tourner immédiatement la bouteille pour que son goulot pointe légèrement vers le haut, avec l'ouverture faisant face au courant (voir la figure 2). Tenir la bouteille face au courant, bras tendu, jusqu'à ce qu'elle soit remplie. Si les conditions le permettent et si c'est approprié, rincer toutes les bouteilles requises selon les instructions du laboratoire avant de procéder au prélèvement.

4 Remplir d'eau à échantillonner toutes les bouteilles jusqu'à environ 0,5 cm du bord, ou selon les instructions du laboratoire.

Mettre de côté et effectuer les analyses de terrain, s'il y a lieu. Cela permet à l'eau de prendre de l'expansion et/ou cela permet d'ajouter des agents de conservation. Placer le bouchon sur chaque bouteille après son remplissage, fixer le bouchon de chaque bouteille de prélèvement en place avec du ruban adhésif, de manière à ce qu'il ne s'enlève pas accidentellement, et placer avec précaution dans une glacière ou dans un sac à dos, de manière à éviter tout bris en cours de transport.

6.2.2 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COLONNE D'EAU DEPUIS UN PONT

Survol

Le protocole décrit comment les préleveurs devraient être attachés, l'endroit où l'échantillon devrait être prélevé, et la façon d'effectuer le prélèvement afin de réduire le plus possible le risque de contamination attribuable à la surface de la route ou à la structure du pont (voir la figure 4).

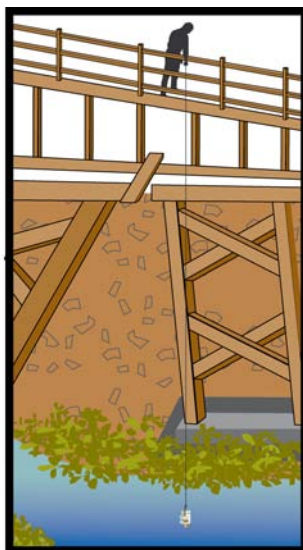


Figure 4. Échantillonnage depuis un pont.
(Ministère de l'Environnement, gouvernement du Québec, 2000.)

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); ministère de l'Environnement, gouvernement du Québec (2000); Environment Canada (ébauche de 1999)

Points de sécurité

être attentif aux conducteurs d'embarcations et aux skieurs nautiques

1 Il faut être particulièrement vigilant lorsqu'on prélève des échantillons à partir de ponts enjambant des voies navigables, car les conducteurs d'embarcations ainsi que les skieurs nautiques pourraient ne pas voir les cordes installées par le préleveur. Il peut être nécessaire d'installer des fanions sur l'équipement pour le rendre bien visible. Si une embarcation s'approche du pont au moment de l'échantillonnage, remonter le multiéchantillonneur et interrompre momentanément l'échantillonnage, jusqu'à ce que l'embarcation soit passée.

utiliser la

2 Il faut aussi éviter les lignes électriques installées le long des ponts ou à proximité de ceux-ci. On ne doit jamais faire passer la corde attachée à un multiéchantillonneur par-dessus une ligne

En un coup d'œil

passerelle piétonnière

électrique ou téléphonique.

3 Il faut utiliser la passerelle piétonnière du pont, peu importe de quel côté elle se trouve. En outre, dans les courants très forts, il peut parfois être nécessaire de prélever les échantillons en aval afin d'éviter que le multiéchantillonneur ne soit entraîné trop loin sous le pont.

prélever les échantillons en amont du pont

1 L'échantillonnage devrait être effectué en amont de la structure du pont, sauf si c'est impossible pour des motifs de sécurité ou d'autres raisons. Les échantillons doivent habituellement être prélevés au milieu du cours d'eau. L'emplacement exact à partir duquel on fait descendre le dispositif d'échantillonnage doit être consigné; on s'assurer ainsi que la même section du cours d'eau est échantillonnée chaque fois. Avant d'entreprendre l'échantillonnage, vérifier si des débris flottants sont présents.

2 Attacher l'extrémité libre de la corde reliée à l'échantillonneur à la rambarde du pont pour prévenir la perte accidentelle de l'équipement. Garder l'équipement à l'écart de la voie de circulation, où il pourrait être frappé par un véhicule. Veiller à ce que le lieu d'échantillonnage choisi ne soit pas à proximité de conduites ou de tuyaux d'évacuation.

réduire le nombre de lancers

3 Commencer à faire descendre l'échantillonneur et la corde, en veillant à éviter tout contact avec le pont, ce qui ferait tomber des saletés ou d'autres contaminants dans les bouteilles de prélèvement. Cette technique a pour objectif de réduire le plus possible le risque de contamination. Lorsque l'échantillonneur approche de l'eau, imprimer un mouvement de balancier à la corde pour que l'échantillonneur pénètre dans le cours d'eau en amont du pont.

4 Lorsqu'on utilise un multiéchantillonneur, il est important de laisser les bouteilles de prélèvement se remplir en effectuant le moins de lancers possible. Pour cela, on devrait projeter l'échantillonneur le plus loin possible en amont avant de le relâcher, afin de tâcher que les récipients à échantillon soient remplis lorsque l'échantillonneur arrive en aval, entraîné par le courant. Cela permet de prélever les échantillons en amont du pont, le plus près possible du lieu d'échantillonnage utilisé l'hiver sur la glace.

5 Ne pas laisser l'échantillonneur entrer en contact avec le lit du cours d'eau car cela remuera les sédiments et provoquera la contamination des échantillons.

Autres sources

ISO (2008a); Ontario Ministry of the Environment (2006); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999); B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

6.2.3 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COLONNE D'EAU SOUS LA GLACE

Survol

Il faut respecter les mesures d'assurance et de contrôle de la qualité (voir le protocole applicable) et les mesures de sécurité (voir le protocole applicable). Le protocole précise comment les préleveurs devraient être attachés, l'endroit à partir duquel l'échantillon devrait être prélevé, ainsi que la façon de recueillir un échantillon pour réduire le plus possible le risque de contamination. Les sites d'échantillonnage en hiver devraient être situés le plus près possible des stations en eau libre.

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); RESE-Nord (2005); Alberta Environment(2006a)

Points de sécurité

Il est particulièrement important, lorsqu'on effectue un échantillonnage sous la glace, d'approcher prudemment le site, surtout au début de la période de gel ou lorsque la glace est pourrie. L'épaisseur de la glace devrait être correctement déterminée à l'aide d'une barre à sonder. Il faut faire particulièrement attention en milieu urbain et aux endroits où des rejets peuvent entraîner la formation de glace en couches minces, même après de longues périodes sous le point de congélation.

En un coup d'œil

1 Le lieu d'échantillonnage hivernal devrait être situé aussi près que possible du lieu d'échantillonnage habituel. Si on prélève des échantillons près d'un pont, le site devrait être suffisamment éloigné du pont, vers l'amont, pour éviter la contamination par les sels et le sable de voirie.

*garder le
pourtour du
trou foré
propre*

2 Balayer la glace et la neige recouvrant le lieu d'échantillonnage et percer un trou dans la glace à l'aide d'une tarière à glace manuelle ou motorisée. La zone autour du trou foré doit être gardée propre et exempte de toute source de contamination comme de l'essence, des saletés provenant de la tarière ou des bottes, la fumée d'échappement de la motoneige, etc. Tous les morceaux de glace et le frasil doivent être retirés du trou à l'aide d'un tamis en plastique. Laisser s'écouler quelques minutes pour que l'eau puisse circuler librement sous la glace, et permettre l'évacuation des contaminants possibles, avant de prendre un échantillon.

3 Dans les cours d'eau peu profonds, les échantillons devraient être prélevés à environ 0,2 m sous la couche de glace. On recueillera un échantillon instantané si la couche de glace n'est pas trop épaisse. Dans le cas des eaux plus profondes, on effectuera le prélèvement à l'aide d'un échantillonneur lesté.

*éviter le
fond du*

4 Faire descendre une bouteille de 2 L propre et ouverte dans un échantillonneur lesté (avec 2 ou 3 kg de lest) jusqu'à la

cours d'eau profondeur désirée. Si on prélève des échantillons dans un courant, le lest devrait être suffisant pour réduire la dérive de l'échantillonneur vers l'aval. Faire descendre la bouteille dans le cours d'eau à une vitesse propre à produire un échantillon intégré en fonction de la profondeur.

rinçage par froid extrême **5** Ne pas laisser l'échantillonneur entrer en contact avec le lit du cours d'eau, car cela remuera les sédiments et provoquera la contamination des échantillons. Remonter la bouteille remplie et utiliser l'eau du cours d'eau pour la rincer, si les conditions le permettent. Répéter les étapes 1 à 4 jusqu'à ce que la bouteille soit remplie de nouveau.

6 Par temps extrêmement froid, lorsque les températures sont largement inférieures au point de congélation, ne pas rincer les bouteilles de prélèvement qui devraient l'être puisque l'eau de rinçage gèlera à la surface de la bouteille. Utiliser plutôt de l'eau de laboratoire certifiée pour rincer le contenant dans le véhicule selon les procédures normales de rinçage avant de procéder à l'échantillonnage.

7 Consigner l'épaisseur de la glace et la profondeur totale. Toutes les bouteilles doivent porter une étiquette indiquant la date, l'heure, le lieu, la profondeur, l'analyse requise ainsi que l'identité du préleveur. Conserver et transporter tous les échantillons à une température de 4 °C dans une glacière fermée. Dans la glacière, on peut insérer des contenants compressibles d'eau tiède entre les échantillons afin de s'assurer que ces derniers ne gèlent pas. Éviter que les échantillons ne gèlent.

Prélèvement de blancs de terrain

1 Les blancs de terrain réalisés en hiver sont des bouteilles que l'on remplit d'eau désionisée. On procède comme suit : retirer le bouchon de la bouteille de blanc de terrain lavée à l'acide qui contient de l'eau désionisée, et exposer l'eau se trouvant dans la bouteille à l'air pendant une durée équivalant approximativement au temps qu'il faut pour prélever un échantillon d'eau ordinaire. Remplir la bouteille de la trousse d'échantillonnage de blancs de terrain pour les métaux avec l'eau désionisée de cette bouteille.

2 Retirer le bouchon de la bouteille de blanc de terrain de 2 litres lavée de la manière habituelle (la taille peut varier en fonction du laboratoire dont les services ont été retenus) qui contient de l'eau désionisée et exposer cette eau à l'air de la manière décrite en 1, ci-dessus. Remplir le reste des bouteilles de la trousse d'échantillonnage de blancs de terrain avec l'eau désionisée de cette bouteille.

3 Remplir le formulaire de terrain de la manière habituelle. Les mesures de la température de l'air devraient y figurer. Les mesures de la température de l'eau ne sont pas nécessaires.

Prélèvement d'échantillons répétés

1 Une fois le blanc de terrain réalisé, remplir une bouteille de 2 L (la taille peut varier selon le laboratoire dont les services ont été retenus) marquée de la même façon qu'une bouteille d'échantillon ordinaire et remplir les bouteilles pour l'analyse des métaux de la trousse d'échantillons répétés et de la trousse d'échantillonnage ordinaire en même temps. Ensuite, remplir une seconde bouteille de 2 L (la taille peut varier selon le laboratoire dont les services ont été retenus) et remplir chacune des bouteilles de la trousse d'échantillons répétés et de la trousse d'échantillonnage ordinaire en même temps. Par exemple, remplir une bouteille en plastique de 1 L (la taille peut varier selon le laboratoire dont les services ont été retenus) de la trousse d'échantillons répétés et de la trousse d'échantillonnage ordinaire en même temps. Répéter jusqu'à ce que toutes les bouteilles des deux trousse soient remplies.

2 Une fois les échantillons répétés recueillis, remplir le formulaire de terrain de la manière habituelle. Retourner à l'emplacement où les étapes de conservation et d'analyse de terrain des échantillons seront accomplies. Utiliser du ruban adhésif pour fixer le capuchon de toutes les bouteilles et ainsi éviter qu'il ne saute accidentellement. Embaquer soigneusement les bouteilles pour éviter tout bris au cours du transport.

Autres sources

ISO (2008a); B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003); Environment Canada (1999); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999); Saskatchewan (non daté)

6.2.4 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COLONNE D'EAU EN PROFONDEUR DANS LES LACS ET LES COURS D'EAU

Survol

Habituellement, des échantillons sont prélevés à plusieurs profondeurs dans un plan d'eau. Ce type d'échantillonnage permet de caractériser la qualité de l'eau à différentes profondeurs et, donc, de produire des données sur les variations de la qualité de l'eau selon la profondeur en raison de facteurs comme la stratification, la libération de sédiments, le bilan de masse, etc.

Sources

Alberta Environment (2006a); B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

Points de sécurité

Il est particulièrement important, lorsqu'on effectue l'échantillonnage à partir d'un canot ou d'une autre petite embarcation, d'être méthodique, car les cordes des ancres ou de l'équipement d'échantillonnage peuvent s'emmêler ou entraver les pieds du préleveur. C'est souvent une bonne idée de confier le relevé des mesures de terrain et la manipulation de l'ancre à une personne, tandis que l'autre recueille les échantillons d'eau nécessaires.

En un coup d'œil

prélever les échantillons à la proue

1 L'embarcation devrait toujours être ancrée lorsqu'on effectue un profil. Les échantillons doivent toujours être recueillis à la proue, puisque celle-ci sera toujours face au vent lorsque l'ancre est jetée, ce qui réduit le risque de contamination par l'embarcation ou le moteur.

2 Il est important d'effectuer un profil des températures à chaque mètre afin de déterminer l'état du plan d'eau et de décider à quelle profondeur prélever les échantillons.

3 Lorsque le plan d'eau est parfaitement mélangé (température uniforme), les échantillons sont généralement prélevés à mi-profondeur; cependant, lorsqu'il existe des variations de température, des échantillons doivent être recueillis à mi-hauteur dans chaque couche (il faut ensuite consigner la profondeur des principales zones stratifiées – épilimnion, thermocline, hypolimnion).

échantillons propres d'abord

4 L'eau provenant de différentes profondeurs peut être pompée à la surface (échantillonneur Geopump ou Master Flex) ou recueillie directement en profondeur (échantillonneurs Van Dorn/Kemmerer). Une fois que la bouteille de prélèvement Van Dorn (figure 4) a atteint la profondeur désirée, un messenger est libéré pour activer l'échantillonneur et pour déclencher la fermeture des deux extrémités de l'échantillonneur. Cela garantit que l'échantillon est recueilli exactement à la bonne profondeur, selon le protocole expérimental. Après l'échantillonnage, tous

les échantillonneurs doivent se rincer complètement, et les plantes, les animaux et la boue doivent être enlevés sur place avant que l'équipement ne soit déployé dans un autre plan d'eau. Le nettoyage des échantillonneurs vise à garantir qu'aucune espèce aquatique envahissante ne sera transférée dans un nouveau plan d'eau.

5 Lorsqu'on procède à l'échantillonnage depuis une embarcation, il est important de respecter le principe du prélèvement d'échantillons « propres ». Cela signifie que tous les échantillons d'eau de surface sont prélevés avant les échantillons en profondeur, cela pour éviter la possibilité de contamination en raison des mesures de terrain qui sont effectuées (les appareils de mesure de terrain prennent habituellement quelques minutes de plus pour s'équilibrer qu'il en faut pour prélever les premiers échantillons de surface) ou des débris ou autres matières qui pourraient contaminer les eaux de surface en provenance de l'équipement d'échantillonnage descendu en profondeur. Les échantillons en profondeur sont alors recueillis à des profondeurs croissantes. Une fois que l'échantillon a été prélevé dans la bouteille de type Van Dorn (voir plus bas), il est ramené à la surface, et un tuyau attaché à un robinet de vidange est employé pour remplir les bouteilles de prélèvement. La filtration des échantillons est effectuée sur la rive.

Protocole pour une pompe péristaltique

1 Faire descendre le tuyau d'admission lesté jusqu'à la première profondeur d'échantillonnage et faire fonctionner la pompe pendant au moins 5 minutes afin de rincer le système de pompage.

2 Ne pas toucher les bouteilles de prélèvement avec les tuyaux de l'échantillonneur. Remplir les bouteilles de prélèvement avec de l'eau provenant de la bonne profondeur, en respectant les exigences du laboratoire en ce qui concerne l'espace libre et toute autre exigence se rapportant précisément au paramètre à analyser.

3 Faire descendre le tuyau d'admission jusqu'à la profondeur d'échantillonnage suivante – laisser fonctionner la pompe 1 minute par 10 m de tuyau, avant de remplir les bouteilles.

4 Lors du remplissage de bouteilles pour la mesure de l'OD selon la méthode de Winkler, placer le tuyau de sortie au fond de la bouteille et laisser passer trois fois le volume de la bouteille. Retirer lentement le tuyau pour éviter toute pénétration d'air et fermer.

5 Recueillir les échantillons aux intervalles indiqués jusqu'à 1 m au-dessus du fond. Une fois que toutes les profondeurs ont été échantillonnées, remonter le tuyau d'admission de la pompe au-dessus de la surface et laisser fonctionner la pompe jusqu'à

ce que les tuyaux soient vides.

6 Éteindre la pompe et la ranger de manière appropriée.

Protocole pour un échantillonneur Van Dorn ou Kemmerer

*rincer le
robinet de
vidange*

Utiliser un échantillonneur Van Dorn (figure 5) ou Kemmerer seulement pour les sites d'échantillonnage à plus de 2 m de profondeur. Vérifier que l'échantillonneur fonctionne correctement. Ne pas toucher l'intérieur de l'échantillonneur ou son bouchon. Entreposer l'échantillonneur en position d'ouverture, dans un endroit propre. Étalonner la corde de l'échantillonneur et y faire une marque à partir du milieu du tuyau de l'échantillonneur afin d'obtenir les profondeurs d'échantillonnage exactes.

1 Vérifier que la bouteille de prélèvement est propre (rincer les bouteilles à trois reprises si elles ne sont pas prélavées) et ouvrir l'échantillonneur en soulevant les embouts. Régler le mécanisme de bascule et faire descendre l'échantillonneur jusqu'à la profondeur désirée.

2 Envoyer le messenger vers le bas pour déclencher le mécanisme de bascule qui entraîne l'obturation par les embouts. Remonter l'échantillonneur à la surface.

3 Laisser passer un petit volume d'eau dans le tuyau de sortie afin de rincer le robinet de vidange. Cela réduit la possibilité de contamination par de l'eau provenant de précédents sites. Si on recueille des échantillons de terrain en vue d'un titrage selon la méthode de Winkler, vider les échantillons pour l'analyse de l'OD la première fois qu'un échantillon est prélevé à une profondeur donnée afin de prévenir toute aération subséquente. Au moment de remplir une bouteille pour la mesure de l'OD selon la méthode de Winkler, placer le tuyau de sortie au fond de la bouteille et laisser passer trois fois le volume de la bouteille. Retirer lentement le tuyau pour éviter toute pénétration d'air et fermer.

4 Continuer de transférer l'eau échantillonnée de la bouteille de Van Dorn aux récipients à échantillon individuels à l'aide du robinet de vidange. Veiller à éviter tout contact avec le bec de vidange, car une contamination a souvent lieu à cette étape.

5 Recueillir des échantillons d'eau aux profondeurs indiquées jusqu'à 1 m au-dessus du fond du lac en répétant les étapes ci-dessus. Toujours effectuer les prélèvements du haut de la colonne d'eau vers le bas.

**Autres
sources**

ISO (2008a); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999); Environment Canada (2009); Nova Scotia Department of Environment and Labour (1996); ISO (1987)

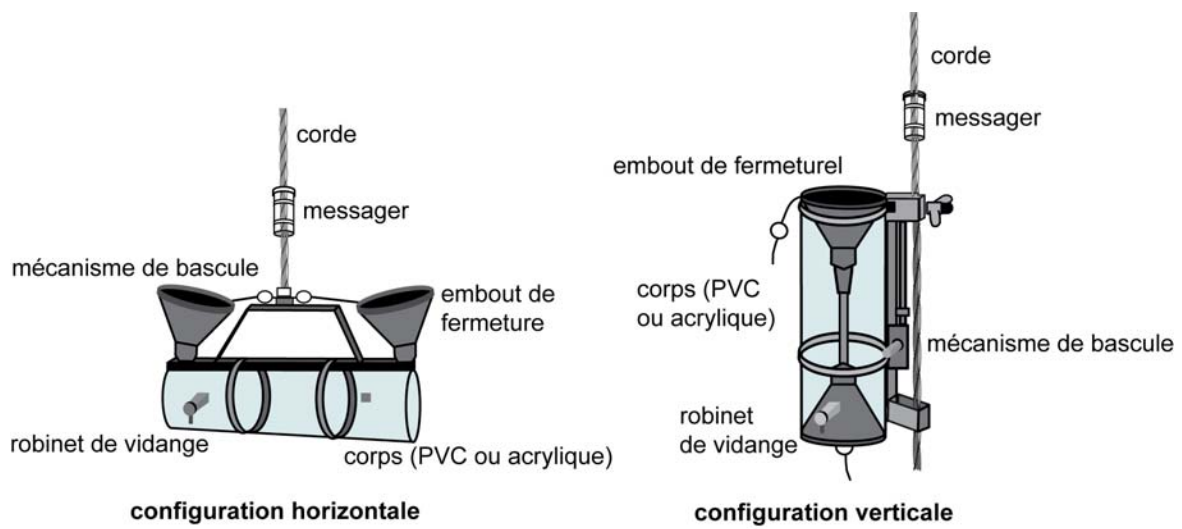


Figure 5. Échantillonneur d'eau en profondeur Van Dorn – configurations horizontale et verticale.(B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection, 2003.)

6.2.5 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DEPUIS LA RIVE

Survol

Il faut respecter les mesures d'assurance et de contrôle de la qualité (voir le protocole applicable) et les mesures de sécurité (voir le protocole applicable). Le protocole précise comment les préleveurs devraient prélever les échantillons depuis la rive, l'endroit à partir duquel l'échantillon devrait être prélevé, ainsi que la façon de recueillir un échantillon pour réduire le plus possible le risque de contamination.

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005); Saskatchewan (non daté); B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

Points de sécurité

Il faut être particulièrement vigilant lorsqu'on procède à un échantillonnage depuis la rive et porter un vêtement de flottaison individuel. Dans certains cas, le préleveur doit également être attaché.

En un coup d'œil

1 Ce genre d'échantillonnage ne convient pas dans le cas des lacs, parce qu'un échantillon prélevé près de la rive ne sera pas représentatif du système lacustre.

2 Souvent, il n'est pas pratique d'utiliser un multiéchantillonneur depuis la rive en raison du caractère peu profond de l'eau. Dans de tels cas, utiliser une perche pour accrocher les récipients à échantillon. Si on utilise une perche, rincer l'extrémité qui porte le collier de serrage dans le cours d'eau afin de réduire la possibilité de contamination par l'eau d'un précédent site.

3 Si le laboratoire exige le prérinçage des bouteilles, il faut idéalement l'effectuer légèrement en aval du site d'échantillonnage comme tel afin d'empêcher tout contaminant d'entrer dans les bouteilles de prélèvement.

4 Lors de l'échantillonnage depuis la rive, toujours recueillir les échantillons en direction de l'amont, de façon à ce que les contaminants qui peuvent se trouver sur l'échantillonneur ne soient pas entraînés dans la bouteille de prélèvement. Remplir les bouteilles individuelles une à la fois, en débouchant chacune juste avant le prélèvement.

*prélever
l'échan-
tillon loin
de la berge*

5 Lorsque l'échantillonnage est effectué à partir d'un affleurement rocheux, il faut laisser le multiéchantillonneur ou tout autre type d'échantillonneur être submergé, et laisser les bouteilles se remplir.

6 Prélever les échantillons dans le courant, loin de la berge du cours d'eau. Si, pour une raison ou pour une autre, le cours d'eau semble stagnant, enlever le bouchon de la bouteille et plonger celle-ci sous la surface à l'écart de l'endroit où le remplissage

sera finalement réalisé.

Autres sources

ISO (2008a); Environment Canada (non daté, a); Ontario Ministry of the Environment (2006); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999)

6.2.6 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE À GUÉ

Survol

Le protocole décrit comment les préleveurs doivent entrer dans le cours d'eau, l'endroit à partir duquel l'échantillon devrait être prélevé, ainsi que la façon de recueillir un échantillon (figure 6) en réduisant le plus possible le risque de contamination.

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005); RESE-Nord (2005); ministère de l'Environnement, gouvernement du Québec (2000)

Points de sécurité

L'échantillonnage à gué peut être l'une des méthodes de prélèvement les plus dangereuses. Porter un vêtement de flottaison individuel. Pénétrer dans le cours d'eau perpendiculairement au courant, et faire face au courant une fois le point d'échantillonnage atteint. Le lit des cours d'eau peut poser divers dangers. Les lits rocheux sont parfois glissants à cause de leur caractère lisse ou du fait qu'ils sont recouverts d'algues. Les lits argileux peuvent eux aussi être glissants à cause de la texture fine des sédiments, et les lits limoneux peuvent être assez fluides, ce qui fait que le préleveur peut s'y enfoncer de plusieurs pouces. On trouve parfois des troncs d'arbre au fond de l'eau, lesquels peuvent être glissants ou faire trébucher le préleveur si ce dernier ne les a pas vus (le préleveur peut alors même tomber dans l'eau). Il peut être dangereux d'entrer dans les eaux profondes animées d'un fort courant et difficile d'y garder son équilibre. Les personnes qui échantillonnent doivent avoir une formation portant sur les eaux vives avant de se rendre dans de tels lieux. Les eaux peu profondes à fort débit peuvent elles aussi poser un danger si elles donnent un faux sentiment de sécurité.

En un coup d'œil

vérifier que le lit du cours d'eau ne présente pas de

1 Ce genre d'échantillonnage ne convient pas dans le cas des lacs, parce qu'un échantillon prélevé près de la rive ne sera pas représentatif du système lacustre.

2 Explorer le lit du cours d'eau à la recherche de gros obstacles ou de trous si on ne connaît pas le cours d'eau ou si son lit change au fil du temps. Entrer avec précaution dans l'eau avec une perche et un filin de sécurité. Attention aux gros morceaux de glace qui pourraient déséquilibrer la personne qui échantillonne en la percutant ou l'emprisonner. Il faut aussi être

- danger* attentif à la présence de glace sur les roches ou d'autres surfaces.
- 3** Une fois que la sécurité a été établie hors de tout doute, l'échantillonnage peut commencer. Lors de l'échantillonnage à gué, toujours recueillir les échantillons face au courant, de façon à ce que les contaminants qui peuvent se trouver sur soi ne soient pas entraînés dans la bouteille de prélèvement.
 - 4** Prélever les échantillons dans le courant, loin de la berge du cours d'eau.
 - 5** Si le laboratoire exige le prérinçage des bouteilles, il faut idéalement l'effectuer légèrement en aval du site d'échantillonnage comme tel afin d'empêcher tout contaminant d'entrer dans les bouteilles de prélèvement. Retirer le bouchon de la bouteille et le garder de côté, sans en toucher l'intérieur.
 - 6** Si, pour une raison ou pour une autre, le cours d'eau semble stagnant, plonger la bouteille sous la surface à l'écart du lieu d'échantillonnage, jusqu'à ce qu'elle soit remplie. Habituellement, on évite ce genre d'endroits.
 - 7** Les échantillons devraient être recueillis suivant le principe du « propre d'abord » : les échantillons extrêmement sensibles à la contamination, comme les échantillons bactériologiques, devraient toujours être recueillis avant le rinçage des bouteilles.
 - 8** Saisir la bouteille bien en deçà du goulot. La plonger sous la surface, devant soi, avec l'ouverture directement vers le bas, puis l'orienter immédiatement face au courant. Éviter de prélever de l'écume et tout film superficiel.
 - 9** Une fois la bouteille remplie, la retirer de l'eau en effectuant un mouvement vers l'avant (dans le sens contraire du courant) et vers le haut.

Autres sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003); ISO (2008a), Ontario Ministry of the Environment (2006); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999); New Brunswick (2000), Saskatchewan (non daté)



Photo 6. Prélèvement d'un échantillon à gué.
(Environnement Canada et B.C. Ministry of
Water, Land and Air Protection, 2005)

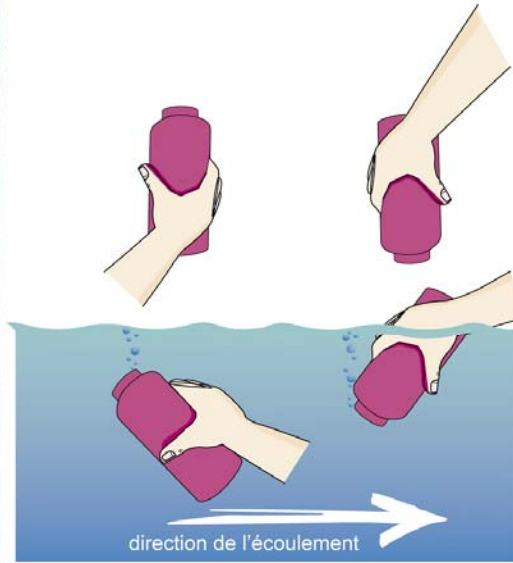


Figure 6. Procédure pour le prélèvement d'un échantillon.
(Source : ministère de l'Environnement, gouvernement
du Québec, 2000.)

6.2.7 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE À L'AIDE D'UN MULTIÉCHANTILLONNEUR

Survol

Le multiéchantillonneur (voir les exemples, photo 7 et figure 7) est un moyen de recueillir plusieurs récipients à échantillon d'un seul coup, ce qui garantit que la même masse d'eau est échantillonnée en même temps pour toutes les analyses.

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); ministère de l'Environnement, gouvernement du Québec (2000); Environment Canada (2003c)

En un coup d'œil

*chaque
bouteille a
un emplacement défini*

1 Le multiéchantillonneur devrait être rincé au moins une fois avec l'eau du site afin d'enlever toutes les saletés et tous les débris qui pourraient s'y trouver avant de charger les bouteilles de prélèvement et de procéder à l'échantillonnage.

2 Retirer les bouteilles du contenant d'expédition et les placer dans le multiéchantillonneur; dévisser les bouchons des bouteilles lorsqu'on les place dans l'échantillonneur. Chaque bouteille a un emplacement prédéfini dans l'échantillonneur, de sorte que chaque bouteille puisse être maintenue en place tout en permettant que son goulot dépasse le dessus de l'échantillonneur.

3 Assembler l'échantillonneur (y compris le couvercle, la poignée et la corde, si nécessaire) et enlever le bouchon des bouteilles juste avant l'échantillonnage. Placer les bouchons dans le sac en plastique fourni afin de les garder propres.

4 Le couvercle du multiéchantillonneur sert à empêcher les saletés ou l'eau dégouttant de la corde de contaminer l'échantillon après le prélèvement. Il est à noter que, par fort débit, le couvercle peut causer une résistance considérable.

5 Vérifier que le dessus en plexiglas s'ajuste bien par-dessus les bouteilles et que les trous sont alignés avec les emplacements à la verticale de l'échantillonneur. Vérifier également que la poignée est fixée solidement, pour éviter qu'elle ne se détache dans un courant fort.

6 Prélèvement d'échantillons répétés : Recueillir un autre échantillon exactement de la même manière et au même endroit que l'échantillon ordinaire, en veillant à éviter tout débris flottant. Ajouter les agents de conservation dans les bouteilles appropriées.

7 Blancs de terrain : Les traiter en premier (c'est-à-dire avant le prélèvement des échantillons ordinaires et des échantillons répétés) afin d'éviter toute contamination par les résidus d'eau susceptibles d'être restés sur le matériel d'échantillonnage. Retirer les bouteilles contenant l'eau de la

trousse et placer l'échantillonneur de la manière habituelle. Par exemple, si les bouteilles sont chargées sur le pont, alors charger les blancs de terrain sur le pont également.

8 Lorsqu'on est prêt à traiter les blancs, retirer les bouchons des bouteilles et les placer dans un sac en plastique. Faire descendre l'échantillonneur jusqu'à la surface de l'eau (à environ 1 mètre au-dessus de la surface, si l'échantillonnage est effectué depuis un pont).

9 Remonter l'échantillonneur, et replacer les bouchons. Conserver les blancs comme les échantillons ordinaires, s'il y a lieu. Remplir la fiche de données de la manière habituelle. Ranger le multiéchantillonneur dans un contenant propre.

10 Réemballer la trousse d'échantillonnage de la manière habituelle et l'expédier au laboratoire avec les échantillons ordinaires et répétés.



Photo 7. Multiéchantillonneur assemblé.
(B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection., 2005.)

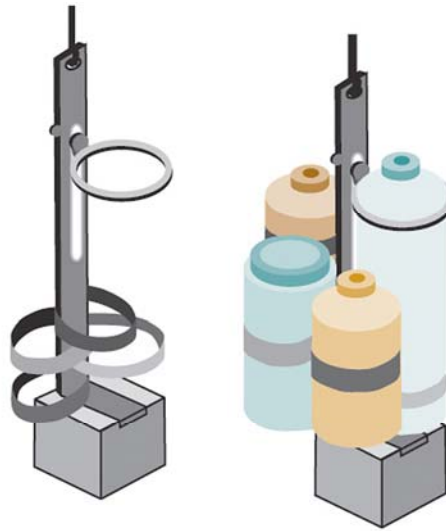


Figure 7. Multiéchantillonneur. (Source : ministère de l'Environnement, gouvernement du Québec, 2000.)

6.2.8 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE COMPOSITE

Survol

Les échantillons composites peuvent comprendre une série de sous-échantillons individuels prélevés à des profondeurs ou à des moments différents, puis rassemblés en un seul échantillon en utilisant des volumes à peu près équivalents de chacun des sous-échantillons. Dans le cas d'échantillons proportionnels au débit, les volumes de sous-échantillons sont déterminés en fonction du débit au moment du prélèvement (par rapport à la durée totale pour l'échantillon composite). Un tel échantillon fournit une estimation de la qualité moyenne de l'eau.

Sources

Alberta Environment (2006a); B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

En un coup d'œil

Dans les cas où l'échantillon composite est formé d'une série d'échantillons instantanés prélevés sous la surface de l'eau, il faut suivre la procédure décrite ci-dessous pour le prélèvement des échantillons instantanés à chaque emplacement.

utiliser un contenant intermédiaire

1 Une bouteille de prélèvement intermédiaire prénettoyée devrait être rincée avec l'eau à échantillonner avant le prélèvement de l'échantillon final, ou conformément aux indications données par le laboratoire. Plonger dans l'eau à la profondeur désirée, enlever le bouchon, remplir la bouteille, puis remettre le bouchon en place (pour éviter la contamination). Si le laboratoire exige que la bouteille de prélèvement soit nettoyée sur le site, répéter cette procédure deux autres fois avant de remplir et de refermer le contenant sous la surface.

2 Lors de l'échantillonnage, éviter les végétaux submergés et veiller à ce que l'échantillon ne renferme aucune matière étrangère non représentative de la colonne d'eau (par ex. algues, sédiments, matières organiques, etc.).

3 Verser l'échantillon d'eau dans le récipient destiné à l'échantillon composite (préalablement nettoyé conformément aux indications données par le laboratoire) et poursuivre l'échantillonnage jusqu'à ce qu'un volume suffisant pour l'échantillon composite ait été recueilli (ne pas rincer de nouveau). Garder le récipient à couvert pendant l'échantillonnage.

Autres sources

ISO (1987)

6.2.9 PROTOCOLE DE PRÉLÈVEMENT D'ÉCHANTILLONS INTÉGRÉS OU D'ÉCHANTILLONS COMPOSITES INTÉGRÉS

Survol

La constitution d'un échantillon provenant de diverses profondeurs, à partir de volumes équivalents de sous-échantillons prélevés à un site en particulier, est appelée échantillonnage intégré en fonction de la profondeur (par ex. sur l'étendue de la zone euphotique). L'échantillonnage composite intégré est la cueillette de volumes à peu près équivalents de sous-échantillons à plusieurs profondeurs et plusieurs sites dans un plan d'eau, puis leur mise en commun pour former un seul échantillon composite. Un tel échantillon reflète l'hétérogénéité spatiale horizontale et verticale et fournit une estimation de la qualité moyenne de l'eau. On peut le constituer à partir de plusieurs sites sur un lac (intégration en fonction de la superficie) ou le long d'un cours d'eau (intégration transversale). Le protocole présenté fait appel à un tube d'échantillonnage; cependant, on peut aussi employer un échantillonneur Van Dorn ou Kemmerer.

Sources

Alberta Environment (2006a); Environment Canada (2009); United States Environmental Protection Agency (2005)

En un coup d'œil

Des échantillons composites intégrés peuvent être obtenus à partir d'échantillons instantanés individuels recueillis conformément au protocole applicable à la méthode d'échantillonnage visée (par ex. échantillonneur Kemmerer, multiéchantillonneur, etc.) ou à l'aide d'un tube d'échantillonnage, comme on le décrit ci-dessous.

1 Lors de la cueillette d'un échantillon composite intégré à l'aide d'un tube d'échantillonnage, rincer ce dernier, le récipient à échantillon ainsi que le couvercle trois fois avec l'eau à échantillonner.

2 Placer le récipient à échantillon dans un bac étanche à la lumière (ou dans un sac en plastique noir) afin de limiter la pénétration de lumière et la production de chlorophylle par le phytoplancton. Placer l'extrémité ouverte du tube d'échantillonnage dans le trou percé dans le couvercle du récipient à échantillonnage.

vérifier la présence de sédiments

3 Faire descendre lentement l'extrémité lestée du tube (environ 1 mètre par seconde) à la verticale à travers la zone euphotique. Si la profondeur du site d'échantillonnage est inférieure à celle de la zone euphotique, échantillonner seulement jusqu'à 1 m du fond.

4 Remonter le tube dans l'embarcation. Vérifier la présence de sédiments dans l'échantillon d'eau avant de vider le tube. S'il n'y a pas de sédiments dans le tube, ouvrir le clapet de pied et

vider l'eau dans la cuve à échantillon. S'il y a des sédiments dans le tube, jeter l'échantillon, rincer le tube 3 à 5 fois avec l'eau du lac, déplacer l'embarcation de quelques mètres, et refaire le prélèvement jusqu'à une profondeur moindre. Si des sédiments contaminent le récipient à échantillon, jeter l'échantillon et recommencer.

5 Veiller à bien nettoyer et rincer le tube d'échantillonnage et le récipient à échantillon.

ISO (1987)

**Autres
sources**

6.3 PROTOCOLE D'ANALYSE DES CARACTÉRISTIQUES PHYSIQUES, DES ÉLÉMENTS NUTRITIFS, DES IONS ET DES MÉTAUX DANS LES ÉCHANTILLONS INSTANTANÉS

Survol

On présente ici les procédures générales pour le prélèvement d'échantillons instantanés en toute sécurité, et en évitant les risques de contamination.

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005c); Environment Canada (2006b), Alberta Environment (2006a)

En un coup d'œil

utilisation des bouteilles

1 Utiliser uniquement les bouteilles de prélèvement fournies par le laboratoire analytique pour chaque type d'analyse en particulier. Écarter toute bouteille sans bouchon (surtout les bouteilles destinées à l'analyse des métaux et des contaminants traces). Toujours veiller à avoir une série de bouteilles supplémentaire à portée de la main. Placer les bouchons dans un sac en plastique pendant l'échantillonnage.

ne pas toucher le capuchon ou

l'intérieur de la bouteille de prélèvement

2 Veiller à ce que les bouteilles demeurent fermées jusqu'au moment de l'échantillonnage, et à ce qu'elles soient entreposées dans des conditions de nature à préserver leur propreté (par ex. dans une glacière, un sac en plastique, etc.). Les véhicules devraient être maintenus dans un état de propreté raisonnable afin de limiter les sources potentielles de contaminants.

3 Ne laisser la bouteille de prélèvement ouverte que pendant le rinçage (s'il est requis), le remplissage et l'ajout d'agents de conservation. Ne pas toucher le revêtement intérieur du bouchon ni l'intérieur des bouteilles de prélèvement (même si on porte des gants). Seulement l'eau échantillonnée et l'agent de conservation doivent entrer en contact avec ces surfaces.

lire les FS

4 Prendre connaissance de la documentation qui accompagne les bouteilles de prélèvement et qui concerne le prélèvement, l'entreposage et le transport des échantillons, et consulter le personnel de laboratoire à propos de ces exigences. Si les échantillons sont acheminés à la fin de la semaine ou pendant la fin de semaine, prendre des arrangements avec le laboratoire pour s'assurer que les délais de traitement seront respectés.

prélever les échantillons à la proue

5 Vérifier que tous les agents de conservation sont dans un contenant scellé et que leur date d'expiration n'est pas dépassée. Ajouter les agents de conservation aux échantillons dans un endroit éloigné des sources potentielles de contamination (par ex. les routes, l'endroit où une voiture est stationnée [poussières et hydrocarbures]). Lire la FS de chacun des agents de conservation et porter des lunettes ainsi que des gants de sécurité pendant qu'on procède à la conservation.

6 Les échantillons devraient toujours être prélevés à la proue, puisque celle-ci pourrait pointer vers l'amont si une ancre est

*interdiction
de fumer ou
de manger*

installée à l'avant de l'embarcation, ce qui réduit la possibilité de contamination par l'embarcation ou le moteur. Veiller à prélever l'échantillon dans un endroit où le débit est bon, et non dans un tourbillon ou un bras mort. Lors du prélèvement d'échantillons instantanés, se placer face à l'amont de manière à éviter de recueillir des sédiments délogés par les remous, et recueillir l'échantillon sous la surface de l'eau.

7 Garder tout l'équipement d'échantillonnage dans des sacs en plastique scellés ou dans une glacière propre lorsqu'il n'est pas en cours d'utilisation, cela afin de prévenir toute contamination.

8 Le personnel qui procède à l'échantillonnage doit porter des gants jetables en latex ou en polyéthylène sans poudre lors du prélèvement des échantillons, et éviter de fumer ou de manger pendant celui-ci. En l'absence de gants, il faut enlever ses bijoux et sa montre. Ne pas employer d'insectifuge si on effectue un échantillonnage manuel, ou faire très attention à ce que le produit n'entre pas en contact avec les échantillons.

9 Lors de l'échantillonnage, éviter les végétaux submergés et veiller à ce que l'échantillon ne renferme aucune matière étrangère non représentative de la colonne d'eau (par ex. algues, sédiments, matières organiques, etc.). Fermer hermétiquement les bouteilles contenant les échantillons et les entreposer à 4 °C dans une glacière fermée en vue de leur transport.

10 Filtrer ou ajouter les agents de conservation dans les bouteilles appropriées immédiatement après le prélèvement, ou dès que possible. Si les échantillons doivent être filtrés en laboratoire, procéder à leur expédition dès que possible et veiller à ce qu'ils parviennent au laboratoire bien avant l'écoulement du délai prescrit pour les échantillons non filtrés et sans agent de conservation.

Autres sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003); ISO (2008a); ministère de l'Environnement, gouvernement du Québec (2000); Environment Canada (non daté, a); Environment Canada (ébauche de 2008), Ontario Ministry of the Environment (2006); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999); Environment Canada (ébauche de 1999); New Brunswick (2000), Saskatchewan (non daté); RESE-Nord (2005), Environment Canada (2009); Nova Scotia Department of Environment and Labour (1996); Environnement Canada (2001a)

6.4 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE LA COUCHE SUPERFICIELLE

Survol

On définit la microcouche superficielle comme étant la couche supérieure des eaux de surface, d'une épaisseur d'environ 50 µm. Cette microcouche est utilisée par de nombreuses espèces comme « pouponnière » pour leurs œufs et leurs larves, et peut renfermer de fortes concentrations de contaminants. L'objectif de ce genre d'échantillonnage est de déterminer s'il y a des traces de contaminants organiques dans les films superficiels présents dans les eaux de surface. On peut utiliser un contenant à large goulot pour recueillir les films superficiels. Il faut s'efforcer de n'utiliser que 100 à 200 mL de dichlorométhane (DCM) pour prélever l'échantillon, car une quantité trop grande de DCM nuit à la récupération des contaminants à des fins analytiques. Des rouleaux à tambour peuvent être employés.

Sources

ISO (2008a); B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (non daté).

Points de sécurité

Éviter tout contact avec le DCM puisque celui-ci peut avoir des effets irréversibles sur la santé. S'assurer d'avoir lu les FS.

En un coup d'œil

Échantillons instantanés

1 Indiquer sur l'étiquette des bouteilles le nom du site, la date d'échantillonnage ainsi que le type d'échantillon.

2 Ne pas rincer les bouteilles. Ne pas toucher l'intérieur du bouchon ni le goulot de la bouteille.

3 Enfiler des gants de sécurité adéquats, puis rincer l'entonnoir en Téflon avec le DCM contenu dans un flacon gicleur. Récupérer tous les déchets de DCM dans un contenant fermé.

4 Tenir la plaque de verre par la poignée et rincer l'autre côté de la plaque avec le DCM contenu dans un flacon gicleur. Nettoyer toute la surface de verre et récupérer les déchets de DCM dans un contenant fermé.

maintenir la plaque de verre à la surface de l'eau

5 Faire descendre lentement la plaque de verre jusqu'à ce qu'elle entre en contact avec la surface de l'eau. La plaque adhèrera de manière naturelle à la surface de l'eau. Maintenir la plaque à la surface pendant une fraction de seconde avant de la retirer. Veiller à ne pas enfoncer la plaque sous la surface de l'eau.

6 Insérer l'entonnoir en Téflon dans la bouteille pour l'analyse des contaminants organiques présents à l'état de traces.

7 Rincer la plaque de verre à l'aide du flacon gicleur contenant du DCM et diriger les rinçures dans l'entonnoir en Téflon. Rincer la surface entière de la plaque de verre et récupérer tout le DCM dans la bouteille pour l'analyse des contaminants organiques présents à l'état de traces. Recueillir environ 100 mL

à 200 mL de DCM.

Rouleau à tambour

1 On peut utiliser un rouleau à tambour qu'on place sur le côté de l'embarcation, à l'arrière, en amont du moteur hors-bord.

2 Faire avancer l'embarcation à une vitesse de 2 à 3 nœuds, pour correspondre à la vitesse du tambour et réduire le plus possible l'effet des vagues sur l'échantillonneur. Il peut falloir faire varier cette vitesse selon les conditions d'échantillonnage réelles.

3 Tenir l'échantillonneur à l'écart de la coque de l'embarcation et appliquer une pression sur le plateau supportant le tambour rotatif (Photo 8).

4 Estimer la superficie couverte pendant l'échantillonnage et ne pas croiser la trajectoire déjà prise par l'embarcation afin d'éviter la contamination par le moteur.



Photo 8. Utilisation d'un rouleau à tambour. (Source : B.C. Ministry of Environment, non daté.)

6.5 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE AUTOMATISÉ (SONDES MULTIPARAMÈTRES)

Survol

Des mesures *in situ* de paramètres tels que le pH, l'oxygène dissous, la température, la conductivité et la turbidité sont régulièrement prises de manière automatisée au fil du temps (installation à long terme). Les données sont habituellement recueillies à l'aide d'instruments à sondes multiples qui sont installés à mi-profondeur dans les cours d'eau. L'installation à long terme d'un réseau de sondes multiples permet l'enregistrement pour ainsi dire en continu des variations temporelles de paramètres pouvant être utilisés à diverses fins. Les conditions météorologiques peuvent limiter le fonctionnement à l'année de certaines stations automatisées au Canada.

L'emplacement de chaque site dépend de l'objet de l'étude, de l'accessibilité, de la sécurité, de la morphologie du cours d'eau, des profils d'écoulement saisonniers ainsi que de la variabilité transversale. Toutes les stations d'échantillonnage automatisé de la qualité de l'eau doivent être accessibles (par la route ou par voie aérienne, par exemple à bord d'un hélicoptère), sans danger (berges peu abruptes), et présenter un risque minime d'endommagement ou de destruction par les forces naturelles (chute d'arbres, enneigement et glace). Il est impératif s'assurer une protection contre le vandalisme. En général, les trois composants qu'il faut protéger sont la sonde (abritée dans un tube), l'équipement accessoire (enregistreur de données, piles et sources d'alimentation auxiliaires) ainsi que les câbles.

Il doit y avoir une fosse à l'abri des rapides, dans lequel on puisse placer la sonde. Le site d'échantillonnage sur le cours d'eau doit être bordé de part et d'autre de tronçons droits, ceci afin de limiter la variabilité transversale. Pendant les périodes de fort débit, les instruments peuvent être retirés du cours d'eau. La variation longitudinale de la chimie de l'eau au site d'échantillonnage doit être caractérisée avant l'installation de la station.

Sources

B.C. Ministry of Environment (2006); United States Geological Survey (2006)

Points de sécurité

Consulter les protocoles concernant le travail à proximité d'eaux vives et en milieu isolé.

Quelle est la

Les lecteurs sont invités à consulter les ouvrages donnés en référence, puisque les protocoles qui s'appliquent aux différentes situations et aux divers types d'équipement varient souvent

différence

En un coup d'œil

beaucoup entre eux et que les procédures précises d'exploitation de ces stations dépassent l'objet du présent manuel. Ce dernier ne donne qu'un aperçu général des techniques.

Composants

1 L'équipement utilisé à des fins d'échantillonnage automatisé comporte trois éléments : les capteurs utilisés pour recueillir les données, l'équipement accessoire, c'est-à-dire un enregistreur de données, une source d'alimentation et un dispositif de récupération des données, et, enfin, les câbles et les adaptateurs. Ces éléments distincts doivent fonctionner ensemble et être protégés.

2 Les **capteurs** (électriques, électrochimiques ou optiques) répondent aux variations des conditions de l'eau par un signal de sortie qui est traité et affiché ou enregistré. Le choix des capteurs dépend des paramètres, des spécifications requises, des conditions de fonctionnement et de la durée de vie. Les sondes multiparamètres contiennent plusieurs capteurs (figure 8).

3 Les **enregistreurs de données** peuvent être intégrés à la sonde ou externes. Le filtrage et le traitement des données sont effectués par ces enregistreurs. L'intervalle de temps pour l'enregistrement des échantillons est fixé par les utilisateurs, bien que la durée de l'échantillonnage individuel soit fonction des capteurs.

4 Les **sources d'alimentation** possibles sont des piles internes à l'intérieur de la sonde, des piles externes et des panneaux solaires pour la transmission satellitaire. Les **câbles** (propres à l'instrument et au site) relient les piles externes à la sonde ou le panneau solaire à la pile externe, mais ceci n'est pas abordé ici. Selon la capacité requise (ampères-heures), les piles externes devraient être de bonne qualité, de type à cellule de gel, ou de type plomb-acide scellé à décharge complète. Des sources d'alimentation domestiques (110 V) et solaires peuvent être utilisées comme auxiliaires à la source principale à des fins de recharge, mais ne devraient pas être branchées directement à un instrument en raison des variations de tension qui peuvent se produire et causer une panne du système entier. L'utilisation d'un régulateur de tension est recommandée lorsqu'on branche une source d'alimentation auxiliaire à une pile principale.

5 La **communication et la récupération des données** peuvent être effectuées sur place à l'aide d'un ordinateur portatif ou d'un dispositif manuel, ou encore à distance, à l'aide d'un téléphone ou d'un satellite.

6 On entend par **installation** la façon dont la sonde entre en contact avec les eaux ambiantes. Il existe deux méthodes d'installation. La sonde peut être placée dans le cours d'eau, ou l'eau de ce dernier peut être acheminée jusqu'à la sonde; la première est l'installation *in situ* ou dans le cours d'eau, et la

*fréquence
des visites
sur le
terrain*

deuxième, la méthode par circulation ou par soutirage latéral. Les tubes peuvent être fixés à la verticale ou selon un angle par rapport à la berge, ou contenus dans un bras rétractable (figure 8).

Fondements de la surveillance

L'équipement d'échantillonnage automatisé doit être entretenu, et les données doivent être compilées afin de caractériser la qualité sous la forme d'une série temporelle de données. Cela s'effectue lors d'une visite sur le terrain.

1 La fréquence des visites sur le terrain dépend des conditions propres au cours d'eau. Les nouveaux sites devraient faire l'objet d'une visite toutes les deux ou trois semaines. Dans le cas des sites sans communication à distance en temps réel, l'intervalle entre les visites ne doit pas être plus long que la période la plus longue pour laquelle l'exploitant est prêt ou autorisé à perdre les données. Certains emplacements isolés peuvent faire l'objet d'une visite tous les 30 jours.

2 Les visites sur le terrain comprennent des procédures à effectuer sur place et/ou dans un environnement stable (zone abritée, à température stable, pour effectuer les travaux et entreposer les étalons).

3 Une sonde portative propre et étalonnée est utilisée lors des visites sur le terrain; les capteurs de cette sonde doivent avoir les mêmes spécifications que la sonde installée. Pendant leur déploiement, les capteurs des sondes risquent d'être souillés, de se dérégler ou de mal fonctionner, et donc d'engendrer une erreur de détection (voir les manuels d'origine). Les sondes doivent être gardées humides lorsqu'elles sont déplacées.

*éviter les
bulles*

4 Il faut dresser une liste du matériel à apporter sur le terrain et la consulter avant et pendant toutes les visites sur le terrain.

5 Des échantillons de laboratoire peuvent être requis pour de nombreux paramètres (la conductivité spécifique, l'oxygène dissous, le pH et la température sont des variables mesurées sur le terrain) à une fréquence précisée dans le protocole expérimental. Certaines organisations recueillent des échantillons à chaque visite, tandis que d'autres n'effectuent pas de prélèvement régulier d'échantillons, parce que les capteurs sont inspectés et étalonnés à chaque visite sur le terrain, et que les lectures sont obtenues à l'aide de capteurs portatifs ou déployés à long terme qui sont propres et bien étalonnés.

6 Les turbulences dans le cours d'eau produisent des bulles qui interfèrent avec les lectures faites par les capteurs optiques (par ex. turbidité et chlorophylle *a*). L'élimination des bulles par un racleur juste avant la prise d'une lecture élimine ce type de problème. Si la sonde n'est pas équipée d'un racleur, on privilégiera une installation à angle afin de prévenir

l'accumulation de bulles.

7 Il faut s'assurer que les sondes sont toujours dans la colonne d'eau (en cas de turbidité), à une distance minimale de la surface afin d'éliminer les effets du rayonnement solaire, et à une distance minimale du substrat pour éviter les sédiments charriés par le fond.

Protocole recommandé

Le nettoyage des sondes et des capteurs ainsi que l'étalonnage des capteurs doivent se faire dans un milieu stable et abrité, puisque tous les instruments et les étalons chimiques utilisés sont sensibles à la température. Dans la plupart des cas, toutes les données sont recueillies sur le terrain. Les données avant le nettoyage peuvent être relevées sur place dans le cours d'eau, tandis que les données après le nettoyage peuvent être mesurées dans de l'eau du cours d'eau qui a été transportée en milieu stable, hors site (cela n'est cependant pas possible à tous les sites) ou pendant la réinstallation. Pour tenir compte du changement d'emplacement, entre le site sur le terrain et le milieu stable, chaque lecture avec la sonde installée est appariée avec une lecture faite à l'aide de la sonde portable. Les lectures faites à l'aide de la sonde portable sont utilisées pour déterminer les modifications subies par l'eau du cours d'eau pendant son transport entre le cours d'eau et le milieu stable. Les capteurs sont toujours réétalonnés.

1 Regrouper le matériel de terrain nécessaire. Vérifier que les fournitures de laboratoire requises sont disponibles et, si on emploie une sonde portable, en étalonner les capteurs (ainsi que les capteurs de la sonde installée, s'il s'agit de la première visite sur le terrain).

2 Un fois arrivé au site, inspecter ce dernier à la recherche de tout dommage à l'équipement, télécharger les données pour la période d'échantillonnage avant de toucher à la sonde installée (vérifier l'heure indiquée sur l'enregistreur de données par rapport à celle donnée par une montre), relever les données avant nettoyage *in situ* ou dans un récipient d'eau provenant du cours d'eau, préparer les sondes en vue du transport vers un milieu stable, et recueillir des échantillons d'eau dans le cours d'eau. Enfin, nettoyer le tube d'installation.

3 Si on apporte la sonde dans un milieu stable, nettoyer la sonde et les capteurs, relever les données après nettoyage dans un récipient d'eau provenant du cours d'eau, inspecter la sonde installée et ses détecteurs, consigner l'information sur les étalons, relever les données sur l'écart par rapport à l'étalonnage (mesure dans la solution étalon avant le réétalonnage), et

étalonner (à l'aide des étalons de référence) ou remplacer les capteurs s'ils fonctionnent mal. Envelopper le manchon dans un linge humide ou le replacer dans la cuvette d'étalonnage, avec une éponge humide au fond de celle-ci. Placer le capuchon sur la sonde afin de protéger les contacts électroniques, et préparer les sondes en vue du transport sur le terrain.

4 La différence entre les lectures effectuées à l'aide de la sonde portable est attribuable aux modifications subies par l'eau du cours d'eau. La différence entre les lectures effectuées à l'aide de la sonde installée est attribuable aux souillures et à l'eau du cours d'eau. La portion due aux salissures peut être déduite en soustrayant ces deux différences.

5 Lors de la réinstallation, relever les données sur la réinstallation dans un récipient d'eau provenant du cours d'eau ainsi qu'*in situ* dans le tube d'installation apparié. Chaque nouvelle période d'échantillonnage commence avec des capteurs étalonnés pour réduire le plus possible la dérive pendant la période de déploiement.

6 Après chaque visite sur le terrain, on évalue la qualité des données.

Autres sources

ISO (2003b); ISO (2008a); Nova Scotia Department of Environment and Labour (non daté).



Photo 9 (à gauche). Appareil à sondes multiples équipé d'un racleur.
(Source : B.C. Ministry of Environment, 2006.)

Photo 10 (à droite). Tube d'installation à fentes (vue de dessus présentée à droite – empêche l'accès à la sonde et aux détecteurs, et aide à soutenir la sonde). (Source : B.C. Ministry of Environment, 2006.)

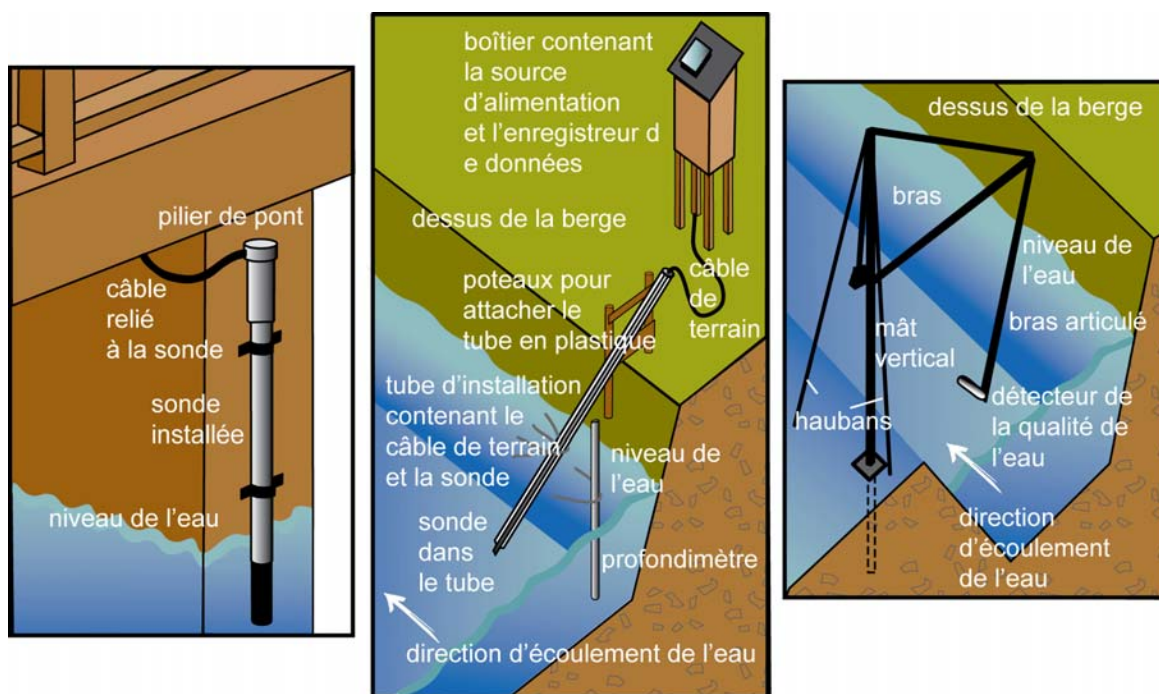


Figure 8. Tubes d'installation (de gauche à droite : installation verticale, installation à angle et installation dans un bras rétractable).
(Source : B.C. Ministry of Environment, 2006.)

6.6 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE BACTÉRIOLOGIQUE

Survol

Les échantillons sont généralement analysés en fonction d'une combinaison des paramètres bactériologiques suivants : coliformes totaux (rarement), coliformes fécaux, *Escherichia coli* (*E. coli*), streptocoques fécaux, et entérocoques. Le risque élevé de contamination au cours du prélèvement d'échantillons bactériologiques exige que celui-ci soit effectué avec un soin particulier et en appliquant des procédures supplémentaires pour maintenir autant que possible des conditions stériles. Les récipients à échantillon doivent être remplis conformément aux directives du laboratoire, et les échantillons doivent être gardés à l'abri de la lumière et au frais (sur de la glace), mais sans risque de passer sous le point de congélation. Il faut toujours commencer par le prélèvement d'échantillons bactériologiques et, si on prélève des échantillons depuis une embarcation, le faire en amont de l'embarcation.

Les échantillons bactériologiques ont une durée de vie limitée, et il n'est pas toujours possible de les expédier à temps à un laboratoire d'analyse. C'est pourquoi il peut être utile de se procurer une trousse d'analyse de la qualité de l'eau qui permet de détecter sur place si l'échantillon bactériologique contient des coliformes totaux, des coliformes fécaux, la bactérie *E. coli* ou des streptocoques fécaux. Ce « laboratoire portable » est pourvu de

deux étuves qui peuvent être branchées dans l'allume-cigarette d'une voiture, d'un microscope binoculaire, de boîtes de Petri, de papier filtre carré, de milieux de culture, de matériel de filtration, de l'alcool pour la stérilisation et d'un brûleur.

Sources

Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2005); Alberta Environment (2006a); RESE-Nord (2005)

Points de sécurité

La personne qui échantillonne doit éviter d'entrer dans des zones où le niveau d'eau est susceptible de dépasser ses bottes de caoutchouc ou ses cuissardes. S'assurer que les politiques relatives à la sécurité sont observées pendant l'échantillonnage, notamment en ce qui concerne le port de tous les vêtements de protection appropriés (p. ex., gilet de sauvetage). Dans certains cas, l'échantillonneur doit aussi être attaché à une autre personne ou à un objet stable

En un coup d'œil

Échantillonnage depuis la plage ou le rivage

1 Entrer dans l'eau jusqu'à la hauteur des genoux et dépasser le point où les vagues remuent le fond du lac (pour éviter toute contamination par des sédiments en suspension). Éviter d'agiter les sédiments et le substrat. Attendre 2-3 minutes que les sédiments qu'on a soulevés se soient redéposés.

2 Tenir toujours la bouteille de prélèvement par la base en veillant à la garder bien droite. N'ouvrir la bouteille qu'au dernier moment. Toujours en la tenant par la base et à la verticale, se placer face au courant et plonger la bouteille dans l'eau d'un mouvement continu jusqu'à ce que le goulot se trouve à environ 30 cm sous la surface de l'eau (ou à toute autre profondeur précisée dans le protocole).

3 Retirer le bouchon et remplir la bouteille conformément aux directives du laboratoire, puis la reboucher avant de la sortir de l'eau. La placer immédiatement dans une glacière close contenant des blocs réfrigérants ou des bouteilles d'eau chaude, selon la température extérieure.

4 Le cas échéant, il est possible de remplir la bouteille de prélèvement à partir d'un contenant intermédiaire propre et stérile.

5 Prendre plusieurs prélèvements individuels le long de la plage.

Échantillonnage depuis une embarcation

1 Effectuer le prélèvement à partir de la proue de l'embarcation afin de prévenir toute contamination due à l'embarcation ou au moteur.

2 N'ouvrir la bouteille qu'au dernier moment. Effectuer le prélèvement à une bonne distance de l'embarcation (une longueur de bras) et face au courant (dans la même direction que

l'embarcation). En tenant toujours la bouteille par la base et à la verticale, plonger la bouteille dans l'eau d'un mouvement continu jusqu'à ce que le goulot se trouve à environ 30 cm sous la surface de l'eau (ou à toute autre profondeur précisée dans le protocole).

3 Retirer le bouchon et remplir la bouteille conformément aux directives du laboratoire, puis la reboucher avant de la sortir de l'eau. La placer immédiatement dans une glacière close contenant des blocs réfrigérants ou des bouteilles d'eau chaude, selon la température extérieure.

4 Le cas échéant, il est possible de se servir d'un contenant intermédiaire propre et stérile pour remplir la bouteille de prélèvement.

Échantillonnage en eau profonde

1 Effectuer le prélèvement à partir de la proue de l'embarcation afin de prévenir toute contamination due à l'embarcation ou au moteur. S'assurer qu'une personne à la poupe fait contrepoids (en travaillant de l'autre côté de l'embarcation).

2 Prélever un échantillon d'eau à la profondeur requise au moyen d'un échantillonneur en profondeur.

3 Ne pas rincer la bouteille et faire attention de ne pas toucher l'intérieur de la bouteille ou du bouchon; tenir toujours la bouteille par la base en veillant à la garder bien droite et ne l'ouvrir qu'au dernier moment.

4 Remplir la bouteille de prélèvement conformément aux directives du laboratoire, puis la reboucher immédiatement et fermement.

5 Placer immédiatement la bouteille dans une glacière close contenant des blocs réfrigérants ou des bouteilles d'eau chaude, selon la température extérieure.

Autres sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999); Environment Canada (ébauche de 1999); New Brunswick (2000); Saskatchewan (non daté); Environment Canada (2002a)

6.7 PROTOCOLE GÉNÉRAL DE PRÉLÈVEMENT D'ÉCHANTILLONS D'EAU POUR LES ESSAIS BIOLOGIQUES EN LABORATOIRE

Survol

Le protocole de prélèvement physique d'un échantillon en vue d'un essai biologique en phase liquide varie légèrement d'un type d'essai à un autre. La principale différence réside dans le volume nécessaire pour effectuer le ou les essais biologiques et les séries de dilution. Il est fortement recommandé que le personnel sur le terrain consulte le laboratoire pour se faire confirmer le volume de liquide nécessaire pour le ou les essais requis.

Sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

En un coup d'œil

utiliser des contenants en matériaux non toxiques

1 Le milieu récepteur doit être pompé à la profondeur d'échantillonnage précisée au moyen d'un tube en polyéthylène propre et recueilli dans un contenant en polyéthylène ou en polypropylène propre.

2 Les contenants servant à la conservation et au transport des échantillons doivent être faits de matériaux non toxiques, par exemple du verre préalablement nettoyé en laboratoire. Ces contenants doivent être neufs ou soigneusement lavés et séchés; ils devraient être rincés avec de l'eau propre, puis avec l'eau à échantillonner. Chaque contenant doit être rempli à ras-bord (absence d'air), puis scellé.

3 Inscrive les renseignements suivants sur l'étiquette : type d'échantillon, lieu, date, heure du prélèvement, nom du préleveur.

4 On doit éviter que les échantillons ne congèlent. Au cours du transport, les échantillons doivent demeurer dans l'obscurité et dans une plage de température variant entre 1 et 8 °C (si le transport dure plus de deux jours).

6.8 PROTOCOLE POUR LA CHLOROPHYLLE A

Survol

Les échantillons de chlorophylle *a* se recueillent comme les autres échantillons, c'est-à-dire comme échantillons composites ou instantanés. La différence intervient plutôt dans la manipulation subséquente des échantillons : ceux-ci sont filtrés, et c'est le filtre qui est ensuite analysé en laboratoire.

Sources

Alberta Environment (2006a); Environnement Canada (1998)

En un coup d'œil

Filtrer les échantillons en utilisant uniquement les appareils et les flacons conçus pour la chlorophylle *a* (éviter de laver avec une solution acide). La pression ne doit pas dépasser 7 lb/po² (psi), ou 48 kPa, pendant le pompage au travers du filtre. À noter que certaines autorités exigent de tripler les filtres.

1 Rincer le cylindre gradué avec de l'eau distillée ou désionisée.

2 Mélanger l'échantillon pendant 30 secondes avant de le verser dans le premier filtre (si plusieurs filtres sont utilisés).

3 Pour les échantillons tirés d'un lac, filtrer de 50 à 500 mL de l'échantillon au travers d'un filtre GF/C en fibre de verre d'un diamètre de 47 mm; consigner le volume (manipuler le filtre avec des pinces).

4 Pour les échantillons tirés d'une rivière, filtrer de 500 à 1 000 mL de l'échantillon au travers d'un filtre GF/C; consigner le volume. Si l'eau est vraiment trouble, filtrer autant d'eau que possible dans deux filtres et combiner le tout dans un tube à envoyer au laboratoire. Inscrire le volume total et la mention « deux filtres » sur le registre de terrain. Filtrer juste assez de l'eau échantillonnée pour que le filtre prenne une légère teinte vert-brun; veiller à ne pas encrasser le filtre.

5 Rincer le cylindre gradué et les côtés de l'entonnoir de filtration avec de l'eau distillée ou désionisée, puis passer l'eau de rinçage dans le filtre.

ajouter un agent de conservation

6 Lorsque pratiquement tout l'échantillon a été filtrée (c.-à-d. lorsqu'il restera environ 100 mL), ajouter de 1 à 2 mL de solution saturée de MgCO₃.

7 Retirer le filtre avec les pinces pour ne pas y toucher avec ses doigts, lesquels pourraient avoir des traces d'acide.

8 Conserver le filtre dans un congélateur (à une température inférieure à -20 °C).

6.9 PROTOCOLE POUR LE MERCURE

Survol

L'échantillonnage du mercure dans une colonne d'eau doit faire l'objet d'un soin extrême, car les niveaux mesurés sont si faibles que même la plus petite contamination peut fausser les résultats. Une attention intense et soutenue doit donc être apportée tout au long de l'activité de prise d'échantillons.

Sources

Environment Canada (2006b); Environment Canada (ébauche de 2008); Saskatchewan (non daté).

En un coup d'œil

échantillons de mercure

1 Les échantillons doivent être pris dans des bouteilles préalablement lavées (certaines organisations prônent l'utilisation de bouteilles en Téflon entreposées dans des contenants en plastique) et additionnés de l'agent de conservation fourni et recommandé par le laboratoire. Les bouteilles ne doivent pas être rincées.

2 Avec les mains gantées, remplir la bouteille en suivant le protocole approprié pour le prélèvement d'un échantillon instantané, puis ajouter l'agent de conservation. Refermer bien la bouteille, puis la renverser afin que l'agent de conservation soit bien mélangé avec l'échantillon.

3 Une autre possibilité mise de l'avant par Environnement Canada consiste à prélever (avec les mains gantées) un échantillon au moyen d'un échantillonneur ISOMET, appareil qui se compose d'un collier de serrage permettant de tenir une bouteille en Téflon préalablement lavée à l'extrémité d'une longue tige creuse (corps de l'échantillonneur). Au-dessus du collier de serrage se trouve un dispositif d'ouverture de la bouteille de prélèvement lié, par l'intérieur du corps de l'échantillonneur, à une poignée située à l'autre extrémité de l'appareil. Cette poignée permet à l'utilisateur de saisir la bouteille de prélèvement, de la dévisser et de l'ouvrir, puis de la refermer sous l'eau uniquement en actionnant la poignée, sans jamais toucher la bouteille elle-même (voir la photo 11).

4 Rincer l'extrémité de l'échantillonneur dans l'eau à échantillonner, puis la retirer de l'eau et ouvrir le collier de serrage (avec des mains gantées) en débloquant la charnière (voir la photo 12). Sortir la bouteille en Téflon (qui se trouve dans un contenant en plastique) de la glacière, puis retirer le couvercle du contenant en plastique.

5 En manipulant le contenant de plastique (et avec ses mains gantées si nécessaire), positionner la bouteille dans le collier de serrage ouvert de façon à ce que les crans situés le long de la bouteille soient bien alignés avec les rainures du collier et que l'endroit où les crans se terminent sur la bouteille soit bien aligné avec le bas du collier. De cette façon, on s'assure que le dispositif

d'ouverture du couvercle fonctionnera comme prévu. Veiller également à ce que la bouteille soit bien droite dans le collier de serrage, car autrement, le dispositif d'ouverture risque de mal fonctionner. Une fois la bouteille insérée dans le collier, fermer celui-ci afin d'immobiliser la bouteille, puis pousser au maximum la poignée de l'échantillonneur vers le bas; cette étape fait descendre le dispositif d'ouverture sur la bouteille en Téflon pour bien en saisir le couvercle.

6 Immerger l'échantillonneur et la bouteille dans l'eau en tenant l'appareil par l'extrémité où se trouve la poignée. S'assurer que l'ensemble composé par la bouteille et le collier de serrage est bien sous la surface de l'eau.

7 Pour remplir la bouteille, tourner la poignée dans le sens contraire des aiguilles d'une montre; le dispositif d'ouverture du couvercle suivra le mouvement, ce qui dévissera le couvercle de la bouteille. Après avoir fait quelques tours, tirer sur la poignée pour retirer le couvercle de la bouteille (voir la figure 12) et laisser l'eau entrer. Attendre qu'il cesse de se former des bulles (la bouteille est alors pleine), puis, tout en laissant immergé l'ensemble bouteille et collier de serrage, pousser sur la poignée pour reposer le couvercle sur la bouteille et tourner dans le sens des aiguilles d'une montre jusqu'à ce que le couvercle soit complètement revissé. Une fois la bouteille remplie et bien refermée, tirer une dernière fois sur la poignée pour éloigner le dispositif d'ouverture du couvercle de la bouteille. Tout en la laissant sous l'eau, rapprocher la bouteille de la surface pour vérifier visuellement que celle-ci est bien remplie et s'est refermée correctement.

8 Retirer complètement l'échantillonneur de l'eau. Les mains gantées et propres, récupérer la bouteille à l'aide de son contenant de plastique d'origine, puis ouvrir le collier de serrage pour laisser la bouteille glisser dans le contenant. Fermer le contenant de plastique.

9 Placer la bouteille dans une glacière et la conserver à une température de 4 °C.

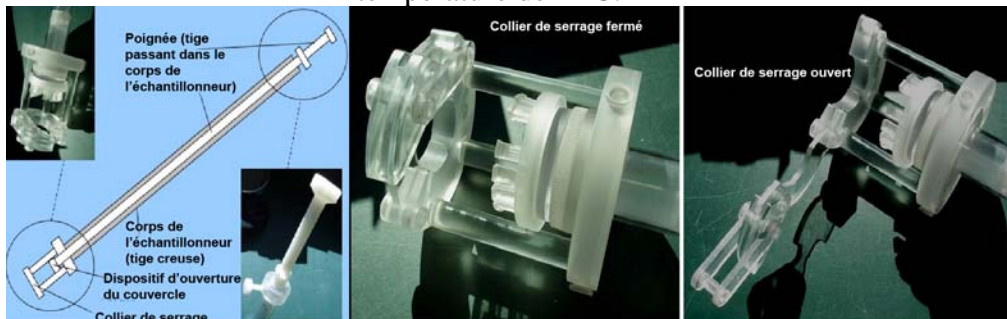


Photo 11. Échantillonneur ISOMET. (Source : Environment Canada, ébauche de 2008.)



Photo 12. Échantillonneur ISOMET sous l'eau. (Source : Environment Canada, ébauche de 2008.)

6.10 PROTOCOLE DE DÉPISTAGE DES SOURCES DE POLLUTION MICROBIENNE

Survol

Le dépistage des sources de pollution microbienne est un domaine de recherche spécialisé dans la détermination des sources de contamination bactériologique. De nombreuses approches ont été mises de l'avant pour déterminer les sources possibles de contamination fécale. Les méthodes utilisées sont encore en cours d'élaboration et de validation; aucune ne répond à toutes les questions, et on ne prévoit pas que la situation change dans un avenir proche. Le protocole est centré sur le prélèvement d'échantillons à des fins de dépistage de sources de pollution microbienne (DSPM). Les méthodes d'analyse utilisées sont dynamiques et privilégient différentes approches novatrices comme le recours à des puces à ADN qui sont basées sur la toxigénicité et/ou les séquences nucléiques connues des organismes à identifier, ou encore l'utilisation de biocapteurs pour détecter la présence d'organismes cibles. Les méthodes actuellement utilisées pour le DSPM sont généralement classées en deux grandes catégories : l'analyse génotypique ou l'analyse phénotypique des organismes cibles. Ces organismes cibles peuvent avoir été cultivés en laboratoire ou l'analyse peut se faire directement sur des échantillons du milieu sans recours à la culture.

Sources

United States Environmental Protection Agency (2005)

En un coup d'œil

profiter du prélèvement pour recueillir des échantillons de sources potentielles de contamination

1 Les échantillons composites sont privilégiés par rapport aux échantillons instantanés, car ils sont plus représentatifs d'une section transversale ou du volume total du plan d'eau échantillonné.

2 La prise d'échantillons répétés ou d'échantillons composites au fil du temps contribue à réduire le degré de variabilité à court terme.

3 Comme il y a des populations animales de passage, il faut garder à l'esprit que la source de contamination n'est pas nécessairement présente à l'année. C'est pourquoi il est particulièrement important de recueillir en même temps que l'échantillon d'eau des échantillons de sources de contamination potentielles connues afin d'en constituer une banque. Il faut également s'attendre à ce qu'un débit d'orage ouvre la porte à d'autres sources de contamination par rapport au débit de base.

4 Prélever un échantillon d'eau à la profondeur requise au moyen d'un échantillonneur en profondeur en prenant toutes les précautions nécessaires pour réduire autant que possible le risque de contamination.

5 Ne pas rincer la bouteille et faire attention de ne pas toucher

l'intérieur de la bouteille ou du bouchon; tenir toujours la bouteille par la base en veillant à la garder bien droite et ne l'ouvrir qu'au dernier moment.

6 Remplir la bouteille de prélèvement conformément aux directives du laboratoire, puis la reboucher immédiatement et fermement.

6.11 PROTOCOLE DE DÉTECTION DU RAYONNEMENT PHOTOSYNTHÉTIQUEMENT ACTIF (RPA)

Survol

Le rayonnement photosynthétiquement actif (RPA) correspond à un spectre de rayonnement électromagnétique légèrement plus étroit que le spectre de la lumière visible (400-700 nm) qui est utilisé par les végétaux. La création de profils de RPA permet de mesurer l'atténuation du RPA dans l'eau en fonction de la profondeur. La zone euphotique s'étend jusqu'à la profondeur où la mesure du RPA équivaut à 1 % du rayonnement incident.

Sources

Alberta Environment (2006a)

En un coup d'œil

*conditions
de
luminosité
stables*

Les lectures doivent être prises dans des conditions de luminosité stables. Consigner le degré de luminosité et les conditions nuageuses dans le registre de terrain. Si le temps est mauvais, prendre les lectures de 2,5 cm juste en dessous du creux des vagues. Si l'eau du lac est particulièrement verte, sale ou brouillée et que la profondeur du disque de Secchi est de moins de 1 m, prendre des lectures supplémentaires de la luminosité à des intervalles de 0,5 m pour assurer un calcul plus précis des coefficients d'extinction. Les capteurs devraient être rincés régulièrement au cours de la saison avec de l'eau distillée, désionisée ou filtrée par osmose inverse et être envoyés périodiquement au fabricant pour un étalonnage.

1 Lire le guide d'utilisation et s'assurer que l'enregistreur ou l'écran d'affichage de données contient le multiplicateur de calibrage du capteur correspondant au capteur effectivement utilisé.

2 S'assurer que toutes les connexions sont bien faites, puis retirer le capuchon protecteur du capteur et allumer l'instrument.

3 Prendre les lectures de luminosité du côté ensoleillé de l'embarcation, et laisser le capteur au moins 15 secondes à chaque profondeur (ou jusqu'à ce que la lecture soit stable).

4 Prendre et consigner les lectures à 2,5 cm, 10 cm, 1 m, puis à des intervalles de 1 m jusqu'à atteindre la profondeur 1 m en dessous de la zone euphotique (1 % de la lecture prise à 2,5 cm).

Si les lectures initiales chutent de plus de 50 % d'un coup, prendre plutôt les lectures à des intervalles de 0,5 m. La mesure de lecture est le $\mu\text{m/s/m}^2$.

5 Déterminer avec justesse la profondeur de la zone euphotique en portant le capteur à la profondeur où la lecture donne 1 % de la lecture prise à 2,5 cm. Consigner cette profondeur et le numéro du capteur dans le registre de terrain du lac.

6 Récupérer le capteur et le ranger soigneusement dans son étui. Surveiller particulièrement le câble pour qu'il ne se torde pas sur lui-même.

7 Transférer les données recueillies sur un disque de la trousse de communication.

6.12 PROTOCOLE POUR LES PROTOZOAIRES

Survol

Les protozoaires pathogènes qu'on trouve le plus couramment dans un écosystème aquatique sont *Cryptosporidium* et *Giardia lamblia*; leur présence ne peut être décelée que par l'identification des oocystes de *Cryptosporidium* et des kystes de *Giardia*. Le risque élevé de contamination au cours du prélèvement d'échantillons de protozoaires exige que celui-ci soit effectué avec un soin particulier et en appliquant des procédures supplémentaires pour maintenir autant que possible des conditions stériles.

Sources

Alberta Environment (2006a); RESE-Nord (2005)

En un coup d'œil

1 Installer le système d'échantillonnage sur la rive en plaçant la prise d'eau dans la colonne d'eau, à mi-chemin entre la surface et le fond. Utiliser une tige d'ancrage pour maintenir en place le tube. Choisir soigneusement le site en veillant à ce que le débit soit bon et en évitant les zones où l'eau est dormante.

2 Brancher la pompe à la batterie et ouvrir la vanne au débit maximal. Pomper 100 L d'eau de source pour vidanger le système et détecter les fuites. Refermer la valve et débrancher la pompe de la batterie.

3 Placer une cartouche filtrante dans le support en maintenant l'asepsie. Resserrer le support à filtre et le déposer dans un seau en acier inoxydable pour qu'il demeure bien droit. Prendre une lecture du compteur d'eau et noter l'heure. Brancher et démarrer la pompe, et ouvrir partiellement la vanne. Ajuster le débit à 4 L/minute.

4 Si possible, pomper au moins 100 L d'eau au travers du filtre. Si l'eau est particulièrement claire, pomper un plus grand échantillon (généralement entre 150 et 200 L). Si l'eau est très

trouble, pomper jusqu'à ce que le filtre atteigne sa capacité et que le débit d'eau s'interrompe.

surveiller la pression **5** Ne pas laisser la pression dépasser 30 lb/po² (psi). Pendant le pompage, ajuster le régulateur de débit au besoin de façon à maintenir un débit constant.

6 Une fois le pompage terminé, fermer la valve de régulation du débit pour prévenir tout retour de l'eau échantillonnée, puis débrancher la pompe de la batterie. Consigner l'heure de fin et prendre une lecture du compteur d'eau.

7 Retirer le filtre de son support en maintenant l'asepsie et le placer dans un sac de plastique de type Ziploc. L'eau et les sédiments qui se trouvent éventuellement dans le support du filtre doivent également être versés dans le sac contenant la cartouche filtrante. Sceller ensuite le sac et le placer dans un deuxième sac Ziploc pour éviter toute fuite.

8 Incrire les renseignements pertinents concernant l'échantillon sur le sac : nom du site, date, heure de début et de fin de la procédure, lecture du compteur d'eau au début et à la fin de la procédure, volume total pompé, débit, pression maximale, initiales du préleveur, et numéro d'échantillon pour ce site.

9 Placer l'échantillon dans une glacière contenant des blocs réfrigérants ou des bouteilles d'eau chaude, selon la température extérieure. Si l'échantillon n'arrive pas au laboratoire la journée même, le réfrigérer à une température de 4 °C jusqu'à son envoi au laboratoire. Un échantillon d'eau de 50-100 mL doit également être prélevé pour mesurer la turbidité chaque fois qu'un échantillon filtré est pris.

nettoyer le système d'échantillonnage **10** Lorsque la journée d'échantillonnage est terminée, brancher le système à la pompe auxiliaire et fixer la prise d'eau à un robinet, et faire passer au moins 100 L d'eau chaude dans le système. Ajouter un peu de détergent Neutrad au début du nettoyage. Si le support à filtre contient des traces de grenaille, le frotter avec une brosse dure. Une fois nettoyé, laisser le matériel sécher à l'air libre.

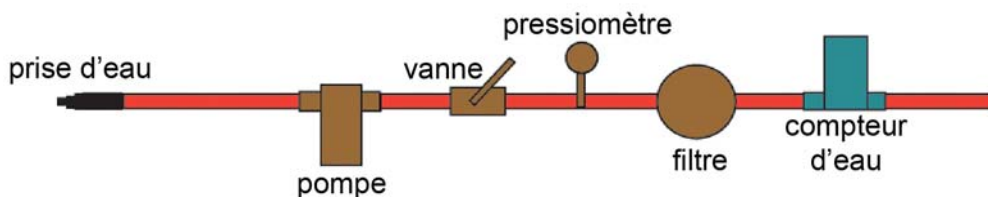


Figure 9: Système assemblé d'échantillonnage des protozoaires. (Alberta Environment, 2006a.)

6.13 PROTOCOLE POUR LES CONTAMINANTS ORGANIQUES À L'ÉTAT DE TRACES ET LES PESTICIDES

Survol

L'échantillonnage de substances organiques à l'état de traces se fait aussi bien par échantillonnage instantané que composite, tant que les directives suivantes sont respectées :

- Seul du verre, du Téflon ou de l'acier inoxydable (nettoyés conformément aux normes en matière de substances organiques à l'état de traces) devraient entrer en contact avec l'échantillon.
- Il ne doit y avoir aucun espace libre dans les bouteilles remplies d'échantillons, et ces bouteilles doivent être en verre ambre ou foncé pour limiter le risque de photodégradation.
- Le contact de l'échantillon avec l'air doit être réduit au minimum afin de limiter sa volatilisation.
- Il faut éviter d'utiliser un contenant intermédiaire pour remplir les bouteilles de prélèvement (source potentielle de contamination).
- Les échantillons doivent être conservés conformément aux directives du laboratoire.
- Si l'échantillon est pris sous la glace, il se peut que certains flacons servant à l'échantillonnage de polluants prioritaires volatils (PPV) soient difficiles à remplir. S'assurer alors que le trou de tarière est bien rincé et plonger les fioles à la main aussi profondément que possible avant de les reboucher sous l'eau. On peut également remplir un récipient foncé de 1 L nettoyé selon les normes en matière de substances organiques à l'état de traces, puis verser immédiatement son contenu dans les flacons pour PPV en veillant à ne laisser aucun espace libre.

Pour les essais témoin, utiliser l'eau ultrapure et désionisée (plus haute qualité d'eau désionisée utilisée pour l'analyse des paramètres des substances organiques à l'état de traces) fournie par le service compétent du laboratoire d'analyse pour les échantillons témoin.

Sources

Alberta Environment (2006a); Environment Canada (2006b), Environment Canada (1999)

En un coup d'œil

1 Ne pas rincer les bouteilles (à moins d'instruction contraire du laboratoire) et ne pas toucher l'intérieur du couvercle ou du goulot.

2 Les bouteilles servant à l'échantillonnage des pesticides et des composés organiques halogénés adsorbables (COHA) peuvent être remplies à partir de bouteilles en polycarbonate de 4 L (photo 13).

3 Dans les rivières, immerger directement la bouteille en faisant face au courant, et la reboucher directement sous l'eau lorsqu'elle est pleine. Si on prélève l'échantillon d'un pont, placer la bouteille dans un récipient en alliage inoxydable et la caler avec un coussin en mousse. Retirer le couvercle de la bouteille uniquement une fois celle-ci bien en place dans le récipient. Cette façon de faire permet d'éviter que le goulot de la bouteille touche au récipient. Faire descendre le tout dans le cours d'eau en opérant un mouvement de haut en bas dans le courant jusqu'à ce que la bouteille soit remplie, puis remonter avec précaution le récipient sur le pont et reboucher la bouteille. Si on prend l'échantillon sous la glace, placer la bouteille dans un récipient en acier inoxydable et la caler avec un coussin en mousse, puis la plonger rapidement dans le courant, sous la glace, et la reboucher directement sous l'eau lorsqu'elle est pleine.

4 Dans les lacs, que ce soit en eau libre ou sous la glace, utiliser une pompe péristaltique pour obtenir un échantillon composite de prélèvements verticaux en s'assurant d'utiliser un tube en Téflon. Soumettre une pompe témoin à un contrôle et une assurance de la qualité afin de vérifier le risque de contamination.

Échantillonnage à grand volume

1 Un échantillonnage à grand volume a l'avantage de réduire la limite de détection grâce au volume de l'échantillon (de 20 à 40 litres). Le contenant sous pression et l'extracteur Goulden sont deux types d'échantillonneurs permettant d'opérer ce genre de prélèvement.

Extracteur d'échantillons à contenant sous pression

L'échantillonneur à contenant sous pression est un outil de prélèvement à grand volume par extraction liquide-liquide qui utilise le dichlorométhane pour concentrer les substances organiques hydrophobes. Il ne faut pas le confondre avec un extracteur à écoulement continu; il s'agit plutôt d'une variante à grande échelle de la technique d'extraction par décantation utilisée dans la plupart des laboratoires. L'extracteur d'échantillons à contenant sous pression offre certains avantages par rapport aux systèmes à écoulement continu, notamment la simplicité de l'appareil et la maniabilité.

1 Les échantillons d'eau sont prélevés dans des récipients de boisson en acier inoxydable de 20 litres préalablement lavés. Les échantillons sont filtrés à l'azote sous pression au travers de porte-filtres intégrés en acier inoxydable (142 mm, filtre GF/C ou AE) jusque dans des contenants sous pression en acier inoxydable Millipore. Il est également possible de réaliser l'extraction à partir du surnageant, ce qui permet de sauter l'étape

de filtration.

2 Ajouter un volume prédéterminé d'étalons de récupération (contenu dans du méthanol) au contenant sous pression.

*extraction
en deux
étapes*

3 Les échantillons sont extraits en deux étapes. Un volume initial de 600 mL de dichlorométhane est injecté dans le contenant sous pression, et mélangé à basse vitesse pendant 15 minutes avec un agitateur en acier inoxydable et en Téflon. On prévoit ensuite un repos de 15 minutes pour laisser le dichlorométhane se déposer; ce dernier est ensuite amené sous une faible pression d'azote dans un contenant d'échantillonnage. Toute eau résiduelle entrant dans le contenant d'échantillonnage est reversée dans le contenant sous pression.

4 Une deuxième aliquote (300 mL) de dichlorométhane est injectée dans le contenant sous pression, mélangée pendant 15 minutes, laissée au repos pendant 15 minutes, puis extraite. Ce deuxième extrait est combiné au premier, ce qui complète l'échantillon.

5 À ce point, il est possible d'ajuster le pH de l'échantillon et de répéter la procédure afin d'extraire les composés acides ou alcalins pouvant être extraits. En incluant l'étape de nettoyage, l'extraction d'un échantillon de 20 litres au moyen de la technique par contenant sous pression demande environ 2 heures.

Extracteur Goulden pour prélèvement massif

1 L'extracteur et les tubes en Téflon doivent être nettoyés entre les analyses selon les protocoles de nettoyage sans composés organiques (lavage avec un détergent, rinçage avec de l'eau désionisée ne contenant pas de composés organiques, rinçage à l'acétone puis à l'hexane, séchage à l'air). Pendant les analyses, l'échantillonneur est rincé à l'acétone, puis à l'hexane et à l'eau ne contenant pas de composés organiques entre chaque série d'échantillon propre à un site, et toutes les ouvertures en verre sont recouvertes d'une feuille d'aluminium préalablement chauffée au four à moufle à 400 °C pendant 3 à 6 heures lorsqu'elles ne servent pas. Si possible les analyses du site le moins susceptible d'être contaminé sont faites avant les sites les plus susceptibles de l'être afin d'éviter toute contamination croisée.

2 Les échantillons sont prélevés dans des contenants en verre de 4 litres ou des récipients de boisson en acier inoxydable de 20 litres sous pression qui ont été nettoyés au préalable (tous les joints toriques en caoutchouc des récipients de boisson doivent être remplacés par des joints en Vitex). Avant de procéder à l'extraction, l'échantillon est filtré afin de réduire l'émulsion de dichlorométhane, susceptible de nuire à la récupération par extraction. La filtration peut être effectuée sous pression d'azote au moyen d'un porte-filtre intégré en acier inoxydable Millipore

de 142 mm et d'un filtre GF/C (en utilisant un récipient de boisson sous pression). Conserver le filtre en papier (l'emballer dans une feuille d'aluminium chauffée, puis dans un sac de type Ziploc) pour une extraction subséquente en laboratoire. L'eau et les sédiments extraits sont combinés par la suite pour obtenir un résultat pour l'ensemble de l'eau. L'étape de filtration peut également être remplacée par l'extraction du surnageant et l'analyse des sédiments provenant de l'échantillonneur à sédiment.

3 Un volume initial de 300 mL de dichlorométhane (qualité pesticide) est injecté dans la chambre de mélange, et l'eau échantillonnée est pompée dans l'échantillonneur par des tubes de verre et de Téflon à un débit de 500 mL/minute. L'échantillon est ensuite chauffé par un réchauffeur jusqu'à 20 °C environ pour augmenter l'efficacité de l'extraction, puis il est mélangé au moyen d'un agitateur mécanique en acier inoxydable. Une deuxième pompe injecte un volume précis d'un étalon de récupération (contenu dans du méthanol) dans le mélange tout au long du processus d'extraction. Une troisième pompe remplace le dichlorométhane, qui est perdu en raison de son hydrosolubilité (1,6 %). Les pompes et le mélangeur doivent être arrêtés périodiquement au cours du processus pour s'assurer que le niveau de dichlorométhane demeure proche du niveau original de 300 mL. Si le niveau de dichlorométhane varie, le débit d'injection doit être ajusté. Il faut cesser d'ajouter l'étalon environ 10 minutes avant la fin du processus d'extraction pour permettre le rinçage du contenant étalon et purger le tube avec un volume supplémentaire de méthanol de qualité analytique.

4 Après l'extraction, l'extrait de dichlorométhane est transféré dans des contenants de décantation en verre ambre de 1 litre nettoyés au préalable au moyen d'un entonnoir séparateur en Téflon (afin de réduire l'émulsion). Un rinçage répété de l'échantillonneur avec l'eau extraite est généralement nécessaire pour libérer le dichlorométhane piégé, particulièrement, dans la colonne à remplissage en Téflon. Tout solvant qui atteint la chambre de décantation à la troisième étape est ajouté à l'extrait. Les numéros de lot de dichlorométhane devraient être consignés et les solutions témoin et blancs de méthode (avec de l'eau ne contenant pas de composés organiques additionnée de l'étalon de récupération) doivent être recueillis à des intervalles prédéterminés. En comptant l'extraction, la récupération de l'échantillon et le nettoyage, il faut environ 2,5 heures en moyenne pour extraire les échantillons d'un prélèvement de 40 litres.



Photo 13: Exemple d'échantillonneur de 4 litres. (Avec l'aimable permission de Darcy McDonald, Alberta Environment.)

6.14 PROTOCOLE POUR LES RADIONUCLÉIDES

Survol

Les radionucléides ne font généralement l'objet d'analyses que dans les réseaux d'alimentation en eau potable; il arrive néanmoins que des échantillons d'eau de surface soient également analysés pour ces substances. Certains radionucléides sont d'origine naturelle alors que d'autres proviennent des activités humaines. On peut trouver divers radionucléides naturels dans l'eau qui est en contact avec le substrat rocheux et les sols : uranium 238, thorium 232, potassium 40, plomb 210, radium 226. L'eau peut aussi contenir du radon. Parmi les radionucléides résultant des activités humaines, mentionnons l'uranium 235, l'hydrogène 3 (ou tritium), le césium 137, le strontium 90, l'antimoine 125, le plomb 210 et le plutonium 244. Ces radionucléides peuvent être libérés dans l'environnement à la suite d'activités liées à l'exploitation minière, d'essais de bombes, d'écrasement de satellites et d'accidents dans des centrales nucléaires (comme la catastrophe de Tchernobyl, qui s'est produite en Ukraine en 1986).

Sources

RESE-Nord (2005)

En un coup d'œil

1 L'analyse quantitative des radionucléides nécessite l'obtention d'un échantillon instantané. Les types de bouteille et les agents de conservation à privilégier doivent être déterminés en concertation avec le laboratoire d'analyse.

2 Si on s'attend à ce que les concentrations détectées soient faibles, il est possible de prélever de grands volumes d'eau et de faire appel à des techniques d'extraction pour prélèvements massifs semblables à celles présentées dans le protocole d'échantillonnage des composés organiques à l'état de traces.

7.0 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DES SÉDIMENTS

7.1 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DES SÉDIMENTS CONCERNANT LES ÉLÉMENTS NUTRITIFS, LES MÉTAUX ET LES CARACTÉRISTIQUES PHYSIQUES

Survol

Les sédiments sont généralement prélevés par grapillage ou par carottage. Le carottage s'effectue au moyen d'appareils tubulaires qui pénètrent dans les sédiments sous l'action de la pesanteur (chute par gravité), d'une vibration, d'une pression hydraulique (eau ou huile) ou de la force humaine (plongeurs en scaphandre autonome). Les carottes de sédiments sont prélevées afin de connaître les conditions physico-chimiques sédimentaires passées ou récentes des sédiments d'un milieu aquatique donné. Le meilleur moment pour prélever des sédiments benthiques dans un cours d'eau est pendant les périodes d'étiage libres de glace, lorsque les zones de dépôt sont faciles à repérer et à échantillonner.

Sources

Alberta Environment (2006a); Environment Canada (1999); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999)

En un coup d'œil

Échantillonnage par carottage

carottier à gravité typique

La procédure qui suit est propre aux carottiers à gravité lâchés en chute libre de la surface de l'eau afin qu'ils pénètrent dans la couche sédimentaire sous l'action de leur propre poids. Le carottier à gravité typique se compose d'un tuyau cylindrique doté d'une tête lestée d'un poids. Une gaine de plastique est généralement insérée dans le tube pour recueillir l'échantillon. La composition de cette gaine peut varier selon les paramètres qui seront analysés. L'extrémité inférieure de l'échantillonneur est dotée d'une couronne de carottage en métal (ogive) qui contribue à la pénétration de l'appareil dans la couche sédimentaire, de même que d'un anneau de retenue qui maintient la carotte dans la gaine. L'extrémité supérieure de l'échantillonneur est composée d'un clapet à bille ou d'un piston qui retient la carotte sédimentaire dans la gaine lorsque l'appareil est récupéré.

1 Insérer une gaine propre dans le carottier (ou dans chacun de ses quatre cylindres, selon le type de carottier utilisé). Enfoncer la gaine jusqu'à ce qu'elle soit bien prise dans le joint. La gaine devrait ressortir de 2 à 5 cm de l'extrémité inférieure du carottier.

2 Ouvrir le dispositif de fermeture.

3 Passer le carottier par-dessus bord (s'assurer qu'il est bien amarré à l'embarcation) et le laisser descendre lentement dans l'eau afin de réduire au minimum la formation, devant le carottier,

d'ondes qui pourraient soulever et remettre en suspension les sédiments fins. Laisser le carottier s'enfoncer doucement et à la verticale dans la couche sédimentaire.

4 Libérer le câble.

5 Une fois que le câble a déclenché le dispositif de fermeture, remonter le carottier. Juste avant de sortir l'extrémité inférieure de l'eau, demander à une autre personne d'atteindre le dessous du carottier pour reboucher rapidement le ou les tubes d'échantillonnage avec des intercalaires. Ramener le carottier dans l'embarcation en le gardant bien droit.

6 Retirer chaque gaine par le dessous du carottier. Faire attention de ne pas renverser l'eau qui pourrait se trouver dans le tube; reboucher le dessus de chaque tube et le mettre dans un support.

7 En manipulant une carotte à la fois, retirer le bouchon inférieur et le remplacer rapidement par l'extrudeuse à carottes. Maintenir une pression constante sur le bouchon du dessus afin de créer un vide.

8 Les échantillons sont jugés acceptables lorsque le carottier a bien pénétré à la verticale dans la couche sédimentaire, que le carottage se fait à la profondeur désirée, et qu'aucun sédiment n'a été perdu.

renseignements à consigner **9** La prise et la conservation de photographies, de notes et de mesures sont essentielles tout au long de la procédure. Il faut prendre deux photos de la carotte (une à la lumière du jour et une avec flash d'appoint). La carotte doit remplir au moins 70 % de la photo, qui doit également inclure une étiquette d'identification et un ruban à mesurer (règle). Des photographies supplémentaires peuvent être prises en cas d'anomalie particulière ou de la présence d'artéfact.

10 Consigner la profondeur totale de la carotte, le profil vertical et la structure (par ex. profondeur et description des différentes couches), le type de matériau (type de sol, couleur, taux d'humidité, masse volumique, granulométrie), la structure biologique (coquillages, tubes larges, biote, macrophytes, etc.), la présence de débris (débris ligneux ou végétaux, fibres, etc.), tout signe évident d'anoxie (par ex. couches noires), le degré de perturbation de l'échantillon, toute odeur marquée ou reflet huileux, de même que toute autre caractéristique inhabituelle.

sectionner la carotte **11** Consigner l'emplacement ciblé et l'emplacement réel d'échantillonnage (coordonnées GPS), la date et l'heure d'échantillonnage, la profondeur de l'eau (en mètres), les conditions météorologiques, la profondeur de pénétration du carottier, le personnel ayant procédé à l'échantillonnage, et tout écart par rapport à la procédure d'échantillonnage recommandée.

12 Pour sectionner la carotte, retirer le bouchon au haut du tube et siphonner le surplus d'eau. Appuyer délicatement sur la carotte

de sédiment du haut du tube pour faire sortir l'eau qui resterait. Placer la trancheuse à carottes sur le dessus du tube de sédiment, puis pousser l'échantillon de sédiments dans la trancheuse de façon à couper la longueur d'échantillon requise, généralement 4-6 cm de la partie supérieure (peut varier de 2 à 10 cm). Placer l'échantillon dans un contenant étiqueté, puis mettre chaque contenant dans un double sac de type Ziploc pour prévenir les fuites

13 Rincer les tubes et le carottier dans l'eau du lac avant de recueillir de nouveaux échantillons, et décontaminer l'équipement entre deux sites.

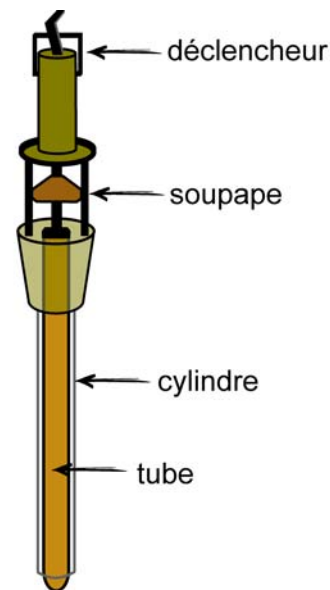


Figure 10. Carottier de type Kajak-Brinkhurst.
B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection, 2003.)

Échantillonnage de sédiments par grappillage

Cette procédure sert plus particulièrement au prélèvement de sédiments de surface; elle est appliquée lorsque les sédiments récemment déposés présentent un intérêt particulier, que les couches sédimentaires passées ne présentent pas vraiment d'intérêt, et qu'une quantité relativement grande de sédiments est demandée. Ces échantillons instantanés sont faciles à prélever dans les dépôts sédimentaires peu profonds ou lorsque les sédiments, relativement grossiers, ne permettent pas le carottage. L'appareillage utilisé consiste généralement en mâchoires mécaniques qui se referment automatiquement lorsqu'elles sont plongées dans les sédiments. Les trois modèles les plus courants d'échantillonneurs sont la benne Ekman (pour les sédiments meubles à grains fins), la benne Peterson (pour les fonds durs) et

la benne Ponar (pour les sédiments à grains fins ou plus grossiers).

1 Étiqueter les contenants d'échantillons en indiquant l'identification du site, le type et la méthode d'échantillonnage, l'identification de l'échantillonneur et la date de prélèvement. Consigner les renseignements suivants au sujet du site et de la procédure d'échantillonnage dans le registre de terrain : l'emplacement ciblé et l'emplacement réel d'échantillonnage (coordonnées GPS), la date et l'heure d'échantillonnage, la profondeur de l'eau (en mètres), les conditions météorologiques, le personnel ayant procédé à l'échantillonnage, la croissance des macrophytes, et tout écart par rapport à la procédure d'échantillonnage recommandée.

2 S'assurer que les mâchoires de la benne s'ouvrent et se ferment correctement.

3 Verrouiller les mâchoires de la benne en position ouverte et opérer une descente contrôlée de la benne jusqu'au fond du lac ou de la rivière. Ne pas laisser l'échantillonneur tomber librement. L'échantillonneur doit être en contact avec le substrat ou se trouver juste au-dessus de celui-ci.

4 Relâcher le câble (le cas échéant) et soulever lentement l'échantillonneur du fond de l'eau afin d'éviter la perte de sédiments fins. Enfin, ramener la benne à la surface de l'eau.

5 L'échantillon est jugé acceptable si la profondeur de pénétration désirée est atteinte, que l'échantillonneur s'est refermé complètement, qu'il n'a pas été inséré à angle et qu'il n'a pas basculé au cours de la récupération de l'échantillon. Si ces critères ne sont pas respectés, un nouvel échantillon devrait être pris à proximité du premier point d'échantillonnage. Lorsqu'on élimine l'échantillon rejeté, il faut veiller à ne pas nuire aux travaux d'échantillonnage subséquents. La profondeur de pénétration qui est atteinte dépend de la nature des sédiments de même que des outils utilisés pour l'échantillonnage. La pénétration minimale recommandée est de 6 à 8 cm pour les échantillons de sédiments de surface, mais la profondeur idéale est plutôt de 10 à 15 cm. En atteignant ces profondeurs, on s'assure de perturber aussi peu que possible la couche supérieure de 2 à 5 cm de sédiments qui sera récupérée de l'échantillon instantané et envoyée pour analyse physico-chimique.

6 Consigner les observations et mesures suivantes par rapport au sédiment échantillonné (le cas échéant) : la profondeur de pénétration de l'échantillonneur, la profondeur des sous-échantillons, le type de matériau (type de sédiment, couleur, taux d'humidité, masse volumique, granulométrie), la structure biologique (coquillages, tubes larges, biote, macrophytes, etc.), la présence de débris (débris ligneux ou végétaux, fibres, etc.), tout

signe évident d'anoxie (par ex. couches noires), le degré de perturbation de l'échantillon, odeur marquée ou reflet huileux, et toute autre caractéristique inhabituelle.

7 Siphonner toute l'eau restant à la surface de l'échantillon instantané au moyen d'une seringue, mais si l'eau est brouillée, laisser d'abord décanter. Utiliser une nouvelle seringue pour chaque site. Retirer la couche supérieure de sédiment (2-5 cm, conformément au plan de l'étude) à l'aide d'un outil en acier inoxydable ou en Téflon et transférer cet échantillon dans un bol ou un plateau en acier inoxydable ou en plastique. Ne pas prendre les sédiments en bordure de l'échantillon instantané (qui touchent à l'échantillonneur).

*préparer
l'échantillon*

8 S'il est nécessaire de prélever plus de sédiments afin d'obtenir le volume demandé pour analyse, recommencer la procédure d'échantillonnage par grappillage sur le même site en échantillonnant des sédiments qui n'ont pas été perturbés. Le bol ou le plateau contenant l'échantillon composite ainsi constitué doit être couvert pendant le prélèvement d'échantillons instantanés supplémentaires. Consigner le nombre d'échantillons instantanés qu'il a été nécessaire de prélever pour constituer l'échantillon composite.

9 Laver la benne dans le plan d'eau. Rincer le seau et les cuillères avant et après l'échantillonnage de chaque site dans le plan d'eau.

10 Lorsqu'une quantité suffisante de sédiment est prélevée, mélanger l'échantillon composite pendant 30 secondes pour l'homogénéiser, puis le transférer à l'aide d'un outil en acier inoxydable ou en Téflon dans les contenants préétiquetés appropriés.

**Autres
sources**

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003);
Environment Canada (2006a)



Photo 14. Transfert d'échantillons de sédiment dans des contenants. (Avec l'aimable permission de Darcy McDonald, Alberta Environment.)

7.2 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DES SÉDIMENTS À L'AIDE D'UN ÉCHANTILLONNEUR À ÉMULSION D'AIR

Survol	La procédure qui suit peut être utilisée pour prélever des échantillons de sédiments dans des rivières profondes dont le débit est relativement lent.
Sources	Alberta Environment (2006a)
Point de sécurité	<i>Attention!</i> <i>L'air comprimé est une source de danger</i> Entreposer et manipuler avec soin les bonbonnes d'air comprimé. Le gaz qu'elles contiennent est sous forte pression, et tout dommage à la soupape peut transformer la bonbonne en projectile. Pendant le transport par camion ou bateau, immobiliser les bonbonnes en position verticale. Il est interdit de transporter des bonbonnes sous pression par hélicoptère.
En un coup d'œil	<ol style="list-style-type: none">1 Retirer le bouchon de protection de la bonbonne juste avant de s'installer.2 Fixer soigneusement le régulateur de pression à la bonbonne. Faire attention de ne pas trop serrer, car le filetage en laiton est fragile et peut facilement foirer.3 Fixer les tuyaux souples et l'échantillonneur par émulsion d'air à la bonbonne.4 Après s'être assuré que le régulateur de pression est fermé, ouvrir soigneusement la soupape principale jusqu'au bout, puis refaire un tour complet dans le sens inverse.5 Ouvrir progressivement le régulateur de pression jusqu'à atteindre dans la deuxième section une pression de 20 à 45 lb/po² (psi), ou 140 à 310 kPa.6 Poser la bouche de l'échantillonneur sur le substrat et s'assurer qu'il y ait une bonne succion en la déplaçant jusqu'à ce qu'elle paraisse stable et bien enfouie dans le substrat.7 Envoyer du gaz comprimé par petits coups dans l'échantillonneur.8 Recueillir les boues les plus épaisses dans des seaux propres (filtrer au préalable le liquide évacué de l'échantillonneur au travers de mailles de 80 µm afin de limiter la taille des particules).9 Prélever un total de cinq ou six seaux et déplacer fréquemment l'échantillonneur.10 Étiqueter clairement les seaux en indiquant le site où ils ont été remplis, et s'assurer que leur couvercle est bien scellé.11 Une fois l'échantillonnage terminé, fermer la soupape principale de la bonbonne, évacuer la pression restante, puis décrocher les tuyaux souples. Retirer avec précaution le régulateur de pression et replacer le bouchon protecteur sur la bonbonne.

12 Noter le nombre et la grosseur des seaux d'échantillons, le point d'échantillonnage exact, les conditions d'écoulement, la turbidité de la rivière, la quantité et la description des sédiments recueillis, la quantité d'algues et de macrophytes, la date et l'heure.

13 Une fois de retour au laboratoire, laisser les seaux contenant les sédiments reposer pendant 20 à 24 heures.

14 Siphonner le liquide surnageant et le transvaser dans des bocaux propres; ce liquide sera analysé pour les mêmes paramètres que les sédiments.

15 Transvaser les sédiments restants dans des bocaux en verre propres.

16 Laisser à nouveau les bocaux de sédiments reposer pendant 24 heures au réfrigérateur, puis ôter le liquide surnageant dans le haut du bocal et le transvaser avec le liquide recueilli précédemment.

17 Recueillir au minimum un bocal de 500 mL de sédiments.

18 Étiqueter bien le bocal en indiquant le site d'échantillonnage et la date.

19 Congeler l'échantillon.



Photo 15. Échantillonneur par émulsion d'air. (Avec l'aimable permission de Darcy McDonald, Alberta Environment, et Alberta Environment (2006).)

7.3 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE DE SÉDIMENTS EN SUSPENSION

Survol

Il ne faut pas confondre l'échantillonnage des sédiments en suspension et celui des matières solides en suspension. En effet, on mesure généralement les matières solides en suspension en prélevant un volume d'eau à une profondeur et dans un lieu donnés pour ensuite filtrer l'échantillon en vue de calculer le poids en matières solides. Comparativement, les sédiments en suspension sont prélevés au moyen d'échantillonneurs dans lesquels l'eau et les sédiments qu'elle contient pénètrent à la vitesse d'écoulement du cours d'eau. Le Service géologique des États-Unis (USGS) a mis au point différents types d'échantillonneurs selon les applications. Il est recommandé aux lecteurs de revoir la publication de l'USGS à cet égard (2005) afin de sélectionner l'échantillonneur qui convient le mieux aux conditions susceptibles d'être rencontrées.

Sources

Federal Interagency Sedimentation Project (1965);
Environment Canada (1999)

En un coup d'œil

Prélèvement manuel

- 1** Utiliser une bouteille propre pour chaque échantillon de sédiments prélevé.
- 2** Utiliser un échantillon de sédiments pour chaque point de prélèvement vertical sélectionné dans la section transversale du cours d'eau.
- 3** Orienter l'ouverture des bouteilles vers l'amont, directement dans le courant.
- 4** Maintenir le système en position horizontale pendant que l'échantillonneur de sédiments est enfoncé dans le cours d'eau.
- 5** Éviter tout obstacle qui pourrait se trouver sous l'eau immédiatement en amont.
- 6** Enfoncer l'échantillonneur d'un mouvement uniforme depuis la surface de l'eau jusqu'au fond du cours d'eau, puis le renverser immédiatement et le ramener à la surface d'un mouvement également uniforme (mais pas nécessairement identique).
- 7** Retirer immédiatement la bouteille, la boucher et inscrire les détails suivants dessus : site d'échantillonnage, date et heure du prélèvement, emplacement dans la section transversale du cours d'eau, et profondeur totale au point d'échantillonnage.
- 8** Si la bouteille déborde, éliminer l'échantillon.
- 9** Déterminer en concertation avec le laboratoire le volume d'échantillon réel nécessaire; il peut être nécessaire de prélever plus d'un échantillon composite par point d'échantillonnage.

Prélèvement par centrifugation

*avant
l'installation
initiale*

1 Si on prévoit prélever aussi bien des sédiments en suspension que du surnageant, s'assurer que la partie supérieure de la centrifugeuse est en acier inoxydable (qu'elle peut être lavée avec un solvant). Si on ne prévoit pas prélever de surnageant, on peut utiliser un appareil conventionnel en fonte.

2 Avant l'installation initiale, laver à l'eau et au savon le ou les bols de la centrifugeuse, les plateaux internes et le ou les écrous de fixation; rincer à l'eau, puis à l'eau désionisée. Enfin, rincer le bol, l'écrou de fixation, la clef à manche en T, la partie supérieure et les tubes d'admission avec de l'acétone, puis de l'hexane. Installer le plateau plein (celui qui n'a pas de trous) au bas de la pile de plateau. Emballer ces éléments dans une feuille d'aluminium – qui a été préalablement chauffée dans un four à moufle à 400 °C pendant 3 à 6 heures – en vue de leur transfert vers le site d'échantillonnage.

3 Une fois rendu au site d'échantillonnage, installer le bol de centrifugation sur l'axe, visser les deux butées du bol, puis serrer l'anneau de retenue moulé en utilisant le grand anneau du bol et le marteau en caoutchouc (tourner dans le sens contraire des aiguilles d'une montre pour serrer). Serrer l'anneau de retenue jusqu'à ce que les marques sur l'anneau soient alignées avec celles sur le bol. Serrer à la main l'anneau supérieur en tenant la bride supérieure. Utiliser des gants propres jetables en polyéthylène lorsqu'on manipule le bol de centrifugation. Dévisser les butées du bol après avoir fixé les brides et vérifier que le frein n'est pas actionné en s'assurant que le bol tourne librement. Replacer la partie supérieure et visser les fixations.

4 Attacher le tube d'admission gainé de Téflon à la pompe submersible et fixer la pompe dans la position et l'endroit désirés (placer la prise d'eau face au courant). Pomper de l'eau au travers du tube pendant environ deux minutes avant de l'attacher à la partie supérieure de la centrifugeuse.

*démarrer
la
centrifugeuse
avant la
pompe*

5 Arrêter la pompe submersible et démarrer la centrifugeuse. Lorsque la vitesse d'utilisation est atteinte (après 1 à 2 minutes), repartir la pompe submersible et régler la soupape d'admission sur le dessus de la centrifugeuse à un débit de 4 L/minute. Utiliser un cylindre gradué et un chronomètre pour mesurer le débit. Vérifier le débit à quelques reprises pendant les 15 premières minutes d'opération, puis environ une fois l'heure par la suite. Consigner dans le carnet d'observations l'heure à laquelle l'échantillonnage a commencé, le débit d'eau, de même que toute autre variable jugée pertinente.

6 Si on désire recueillir le surnageant, attacher à l'exutoire de la centrifugeuse des tubes en Téflon (de préférence souples). La génératrice (minimum 3 500 watts, idéalement 5 000 watts) devrait être éloignée autant que possible de la centrifugeuse (et

placée sous le vent) afin de réduire les risques de contamination par le gaz d'échappement de la génératrice.

7 Prélever régulièrement des échantillons d'eau brute et de surnageant pour vérifier l'efficacité de récupération de la centrifugeuse et permettre le calcul de la charge en sédiments et en contaminants.

8 Au moment d'arrêter les machines, commencer par éteindre la pompe submersible (noter l'heure dans le carnet d'observations), puis arrêter la centrifugeuse. Attendre que le bol de centrifugation se soit complètement immobilisé avant d'ouvrir la partie supérieure de l'appareil. N'utiliser le frein que lorsque le bol est déjà pratiquement arrêté.

9 Visser les deux butées du bol, puis desserrer la bride moulée (tourner dans le sens des aiguilles d'une montre). Desserrer ensuite les butées du bol et retirer ce dernier de l'axe. Verser délicatement et lentement l'eau résiduelle hors du bol. Couvrir l'ouverture du bol avec une feuille d'aluminium préalablement chauffée jusqu'à ce que l'échantillon soit retiré du récipient.

10 Utiliser des spatules ou des couteaux en acier inoxydable lavés avec un solvant pour transférer les sédiments accumulés dans le bol de centrifugation dans des contenants appropriés préalablement nettoyés, tarés et étiquetés. Après avoir transféré l'échantillon, le peser et calculer son poids humide. Inscrire cette donnée sur le contenant et dans le carnet d'observations.

11 Laver et rincer le bol de centrifugation dès que possible pour éviter que les sédiments sèchent sur la paroi du bol et des plateaux, ce qui complique grandement le nettoyage.



Photo 16. Échantillonneur manuel de sédiments suspendu à une tige d'échantillonnage

7.4 PROTOCOLE DE MESURE DE LA DEMANDE EN OXYGÈNE DES SÉDIMENTS

Survol

La demande en oxygène des sédiments (DOS) mesure l'oxygène consommé par la décomposition biochimique de la matière organique qui se dépose dans les cours d'eau ou les lacs. La DOS au cours d'une période de temps définie peut être mesurée sur le terrain, au moyen d'une cuve *in situ*, ou dans un milieu contrôlé, par le prélèvement de carottes de sédiments qui subiront une période d'incubation avant la mesure.

Sources

Alberta Environment (2006a)

En un coup d'œil

La méthode exposée ici consiste à mesurer la DOS au moyen d'une cuve *in situ*. Il faut toutefois savoir que cette méthode ne peut servir sur tous les sites en raison de problèmes liés au vandalisme ou à l'accessibilité du site.

Remplissage des cuves

1 Choisir un substrat représentatif du site. Idéalement, ce substrat se composera de pierres et de gravier mêlés à des sédiments fins. Le substrat choisi ne doit pas être trop volumineux : il faut en effet que la cuve puisse le contenir. Les cuves devraient être placées dans des zones d'eau vive. La profondeur recommandée (entre la surface de glace et le substrat) est de 50 à 70 cm. Éviter de dépasser une profondeur de 90 cm. S'assurer que la distance entre le dessous de la glace et le dessus des pales de vitesse est suffisante pour permettre aux pales de tourner sans encombre.

2 Vérifier chaque cuve pour s'assurer que les bouchons sont bien fixés au couvercle (utiliser des chaînes légères et du ciment de résine polyester) et que les joints d'étanchéité en caoutchouc et en mousse de la cuve sont bien placés et en bon état. On doit changer TOUS les joints d'étanchéité en mousse avant d'entreprendre une nouvelle série de travaux.

3 S'assurer que le couvercle est bien fixé sur la cuve (le couvercle et la base propre à chaque cuve sont identifiés par un numéro exclusif) et que les agrafes à ressort fonctionnent correctement.

4 Vérifier que les pales tournent bien et que les rondelles en Téflon sont en bon état.

5 Quatre cuves au total seront remplies du substrat; une autre cuve « témoin » sera remplie d'eau de la rivière.

6 Choisir un substrat représentatif des sites se trouvant dans la zone d'étude.

7 Remplir environ au quart de leur capacité les cuves d'eau ambiante. Ajouter environ un quart de matériaux fins comme du

gravier et du sable pour former une base pour les cailloux plus gros.

8 En se servant d'une pelle, prélever avec précaution des pierres et du gravier non remaniés du substrat et les déposer sur la base de sable et de gravier dans la cuve. Disposer les pierres (surface épilithique tournée vers le haut) de telle sorte qu'elles soient représentatives du substrat du site d'échantillonnage.

9 Chaque cuve devrait contenir une quantité et un type semblable de substrat. Comparer les cuves les unes avec les autres.

10 Les cuves sont généralement remplies au tiers ou à la moitié afin de laisser de l'espace pour les pales qui se trouvent à l'intérieur de la cuve.

11 Enfoncer lentement la cuve (sans son couvercle) dans l'eau et la laisser se remplir petit à petit, de façon à minimiser autant que possible les remous dans la cuve.

12 Placer la cuve au fond du cours d'eau pour qu'elle soit de niveau.

13 Laisser la cuve dans cette position jusqu'à ce que les sédiments qu'elle contient se soient déposés ou dispersés. Cette étape est primordiale puisque la présence de matières en suspension dans la colonne d'eau peut augmenter la demande en oxygène dans la cuve.

Fermeture des cuves

1 Vérifier que les joints en caoutchouc et en mousse et que le tube d'échantillonnage de l'eau sont libres de tout morceau de glace et de sédiments.

2 Retirer les bouchons des ouvertures du couvercle, puis poser délicatement le couvercle sur la cuve en veillant à ne pas emprisonner de bulles d'air entre la bride et le couvercle.

3 Dans des eaux plus profondes, il est possible de déposer la cuve sur une autre cuve posée à l'envers sur le substrat afin d'élever le matériel à la hauteur requise.

4 S'assurer que les joints en mousse du couvercle sont bien fixés à la base.

5 S'assurer que les quatre agrafes à ressort du couvercle sont fermées de la même façon (tourner dans le sens des aiguilles d'une montre pour serrer et dans le sens contraire pour desserrer). Ceci facilite le serrage et prévient la déformation du couvercle.

*agrafes
opposées
en
diagonale* **6** IMPORTANT : fermer les paires d'agrafes opposées en diagonale en même temps, et faire de même avec l'autre paire. Il peut être nécessaire d'ajuster les agrafes de façon à ce qu'elles s'accrochent bien à la base, ce qui assure l'étanchéité.

heure de **7** En veillant à ce que la chaîne ne soit pas enroulée autour de la base de la pale, replacer comme il faut les bouchons sur les ouvertures. Laisser un peu de ballant à la chaîne au cas où de la

*fermeture
du
couvercle* glace ou des débris la frapperaient. IMPORTANT : Inscire sur le registre de terrain l'heure de fermeture du couvercle pour chaque cuve en arrondissant à la minute près.

8 Selon la vitesse du courant et le site exact, il se peut qu'on ait à arrimer les cuves à l'aide d'une corde attachée aux poignées de la cuve et fixées à un ou plusieurs poteaux en T plantés dans la glace.

9 Si le courant est particulièrement rapide, on peut en plus stabiliser les cuves en empilant des pierres à sa base.

10 Mesurer les concentrations ambiantes de demande en oxygène dans la rivière.

Prélèvement de l'échantillon

1 Consigner toute condition inhabituelle dans le registre de terrain de la DOS : bouchon mal fixé, agrafe ouverte, comportement de la pale (si elle tourne ou non), cuve qui bascule, etc.

2 Tourner lentement les pales de chaque cuve pour assurer le mélange complet de l'eau.

3 Retirer les cuves du cours d'eau et noter le numéro de cuve, la date et l'heure.

4 Ouvrir le plus petit des bouchons et, tout en imprimant une rotation légère à la pale, placer un tube Tygon au-dessus du tube d'échantillonnage d'eau et siphonner avec précaution de l'eau dans une bouteille Winkler. Attention! L'échantillon doit être rejeté si des bulles d'air ou de la glace se retrouvent dans la bouteille Winkler. Remplacer le tube Tygon si le premier gèle.

5 Ajouter les agents de conservation prévus par la méthode de Winkler.

6 Après avoir prélevé des échantillons d'eau pour la mesure de la demande en oxygène, retirer le couvercle de la cuve.

*calcul du
volume des
cuves* **7** Afin de connaître le volume de la cuve, placer le dispositif de mesure du profil de profondeur au-dessus de l'ouverture de la cuve et le fixer à l'aide de 3 goupilles de positionnement. Faire passer la baguette de mesure du profil de profondeur (préalablement marquée à intervalles de 0,5 cm) à travers l'un des trous de la plaque de plexiglas et l'enfoncer jusqu'à ce qu'elle atteigne le substrat. Noter la profondeur indiquée sur la baguette en soustrayant 0,5 cm (l'épaisseur de la plaque de plexiglas posée sur la bride de la cuve) du résultat. Cette distance correspond à la distance séparant le dessus des pierres et le dessous de la plaque de plexiglas. Consigner cette mesure dans le registre de terrain.

8 Noter la quantité d'oxygène dissous de l'eau restant dans la cuve.



Photo 17. Cuve servant à mesurer la demande en oxygène des sédiments. (Alberta Environment, 2006a.)

8.0 PROTOCOLES DE PRÉLÈVEMENT DES POISSONS

8.1 PRÉVENTION DE LA PROPAGATION D'ESPÈCES AQUATIQUES ENVAHISSANTES

Survol

S'assurer que les protocoles appropriés sont suivis afin d'empêcher la propagation d'espèces aquatiques envahissantes lors de l'échantillonnage de poissons. S'assurer que les filets et les engins adéquats sont utilisés dans chaque plan d'eau. Ces protocoles concernant le nettoyage doivent être suivis une fois l'équipement d'échantillonnage récupéré ou avant de déployer des filets ou d'autres engins dans un nouveau plan d'eau.

Source

Gestion des ressources hydriques Manitoba (2010)

D'un coup d'œil

1 Nettoyer et inspecter tous les filets et tout l'équipement d'échantillonnage en enlevant les plantes, les animaux et la boue.

2 Rincer les filets et l'équipement d'échantillonnage à l'aide d'un jet d'eau courante à haute pression extrêmement chaud (préférentiellement à une température de 50 °C [120 °F]), ou laisser sécher les filets et l'équipement pendant au moins 5 jours au soleil (s'il n'est pas possible de les rincer).

3 Sinon, congeler tous les filets et l'équipement pendant au moins 2 jours, ou faire tremper tout l'équipement, y compris les filets, dans 1) une solution d'eau et de sel (mélanger 230 g [2/3 de tasse]) de sel à 1 L [1 gallon] d'eau) pendant 24 heures, 2) dans du vinaigre blanc non dilué pendant 20 minutes, ou 3) dans de l'eau de Javel diluée (solution d'hypochlorite de sodium à > 5 %, selon une concentration de 100 ml (~ 3 onces) d'eau de Javel pour 20 L (~ 5 gallons) d'eau, pendant au moins 60 minutes.

8.2 PROTOCOLES DE PRÉLÈVEMENT DES POISSONS ET DE PRÉPARATION DES TISSUS

Survol

Les protocoles de prélèvement des poissons et de préparation des tissus qui suivent sont conçus principalement pour analyser la quantité de substances bioaccumulées dans les tissus. Comme les poissons se situent vers le sommet de la chaîne alimentaire des milieux aquatiques, l'analyse de leurs tissus peut fournir de l'information toxicologique précieuse sur diverses substances difficiles à mesurer directement dans l'eau (comme le mercure). Les différentes techniques de pêche présentées ici visent la capture de poissons d'espèces et de tailles différentes. La méthode choisie dépend donc de l'objectif de l'étude et sera décrite dans le plan du projet.

Sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003); ministère de l'Environnement, gouvernement du Québec (2004); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999)

En un coup d'œil

1 Consigner toujours la date et l'heure de chaque jetée de filet. Il est également recommandé de noter la profondeur du cours d'eau et la nature du fond.

2 Il est nécessaire d'obtenir auprès des organismes compétents tous les permis nécessaires pour pêcher des poissons en tant qu'échantillons.

3 Pour chaque espèce capturée à un site donné, l'objectif devrait être de recueillir un certain nombre de spécimens (par ex. cinq poissons de chaque taille : petit, moyen et gros). Le plan de l'étude doit indiquer si le poisson est prélevé en entier, avec ou sans sa peau, et si les muscles et les organes sont prélevés ou non.

8.3 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE AU MOYEN DE FILETS MAILLANTS

Survol

Les filets maillants sont faits de lignes monofilaments fines tendues entre une ralingue supérieure flottante et une ralingue inférieure plombée. La dimension des mailles peut être uniforme ou variable si différents panneaux sont joints les uns aux autres. Les panneaux mesurent généralement 15 m de long. Le maillage est mesuré en tirant sur deux nœuds opposés d'une maille et en mesurant la distance obtenue. Le maillage varie généralement de 2,5 à 12,5 cm. La taille des mailles détermine la taille des poissons qui seront capturés. Les extrémités d'un filet sont dotées d'un bras de chalut, de câbles de retenue, d'ancres et de bouées. On peut soit tendre les filets maillants à partir d'un point d'ancrage sur le rivage, soit les jeter en eau libre en ancrant leurs deux extrémités. On trouve deux types de filet maillant : le filet flottant (à flottabilité positive), qui permet la capture d'espèces de surface, et le filet calant (à flottabilité négative), qui permet la capture d'espèces de fond.

Sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003); ministère de l'Environnement, gouvernement du Québec (2004); Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999)

En un

1 Choisir un endroit offrant un point d'ancrage littoral idéal (un

coup d'œil

emplacement du filet

arbre, une grosse pierre, un quai, etc.) et une profondeur adéquate près du rivage (pour éviter que le filet ne s'amoncelle sur le fond). Éviter de placer le filet à proximité d'obstacles comme des souches immergées ou des troncs d'arbre qui pourraient emmêler ou déchirer le filet.

2 Attacher une extrémité du filet à un point d'ancrage sur le rivage à l'aide d'un câble de retenue. Charger proprement le reste du filet dans une embarcation.

3 Une personne peut ensuite ramer pour déplacer l'embarcation dans la direction où le filet doit être tendu pendant qu'une autre déroule peu à peu le filet dans l'eau. (Conseil : s'il y a des protubérances, des rivets ou des bords tranchants qui risqueraient d'abîmer le filet pendant la mise à l'eau, il est recommandé de couvrir ces éléments d'une feuille de polyéthylène.)

être attentif à la présence de plaisanciers, de baigneurs et de zones navigables

4 Une fois le filet complètement déployé, faire descendre l'ancre et installer la bouée. Attacher des balises marquées le long de la ralingue supérieure à des intervalles de 5 m en guise d'avertissement aux plaisanciers. Ne pas placer de filet près d'une plage achalandée où les gens s'adonnent à la baignade et ne pas laisser un filet sans surveillance près des zones navigables. Note : s'assurer que les balises sont bien marquées.

récupérer le filet et prélever les poissons

5 S'accroupir pour saisir la ralingue supérieure et longer le filet avec l'embarcation pour vérifier la capture de poissons (si on utilise un bateau à moteur, soulever le moteur pour éviter qu'il ne s'emmêle dans le filet). Recueillir les poissons capturés. Lorsqu'on aura suffisamment de poissons, revenir au rivage en récupérant le filet. (Conseil : s'il y a du vent, récupérer le filet en se plaçant face au vent afin d'éviter que l'embarcation ne dérive sur le filet et l'emmêle.) Lorsqu'on remonte le filet (après l'avoir laissé sous l'eau pendant la période requise), on a le choix de remonter le filet pour ensuite retirer les prises ou de commencer par retirer les prises. Retirer les prises avant de ramener le filet dans l'embarcation réduit les problèmes d'emmêlement.

6 Placer les poissons capturés dans une glacière. S'il y a plusieurs zones de capture, identifier sur la glacière la zone correspondante.

7 Retourner au rivage et préparer les poissons.

Protocole pour la pêche au filet maillant – eau libre

1 Charger proprement le filet à la proue de l'embarcation et se rendre au site prévu pour le mettre à l'eau (tel qu'établi dans le plan d'échantillonnage). Éviter les souches et les troncs d'arbre submergés, qui peuvent emmêler et déchirer le filet.

2 Ancrer comme il faut l'une des extrémités du filet. La personne à la proue est responsable de déployer le filet pendant que la personne à la poupe dirige l'embarcation (fait marche arrière dans la direction où le filet doit être tendu). (Conseil :

tenter de déployer le filet dans le sens du vent pour éviter que l'embarcation ne dérive sur le filet et vienne l'emmêler. On peut également faire face au vent en marche arrière pendant que le moteur fonctionne.)

*être
attentif à la
présence
de
plaisanciers,
de baigneurs
et de zones
navigables*

3 Dérouler doucement le filet dans l'eau, puis faire descendre l'ancre lorsque la ralingue supérieure est bien tendue. Attacher des balises marquées le long de la ralingue supérieure à des intervalles de 5 m en guise d'avertissement aux plaisanciers. Ne pas placer de filet près d'une plage achalandée où les gens s'adonnent à la baignade et ne pas laisser un filet sans surveillance près des zones navigables. Note : s'assurer que les deux balises sont bien marquées.

*recupérer
le filet et
prélever
les
poissons*

4 S'accroupir pour saisir la ralingue supérieure et longer le filet avec l'embarcation pour vérifier la capture de poissons (si on utilise un bateau à moteur, soulever le moteur pour éviter qu'il ne s'emmêle dans le filet). Recueillir les poissons capturés. Lorsqu'on aura suffisamment de poissons, revenir au rivage en récupérant le filet. S'il y a du vent, récupérer le filet en se plaçant face au vent afin d'éviter que l'embarcation ne dérive sur le filet et l'emmêle. Lorsqu'on remonte le filet (après l'avoir laissé sous l'eau pendant la période requise), on a le choix de remonter le filet pour ensuite retirer les prises ou de commencer par retirer les prises. Retirer les prises avant de ramener le filet dans l'embarcation réduit les problèmes d'emmêlement.

5 Placer les poissons capturés dans une glacière. S'il y a plusieurs zones de capture, identifier sur la glacière la zone correspondante.

6 Retourner au rivage et préparer les poissons.

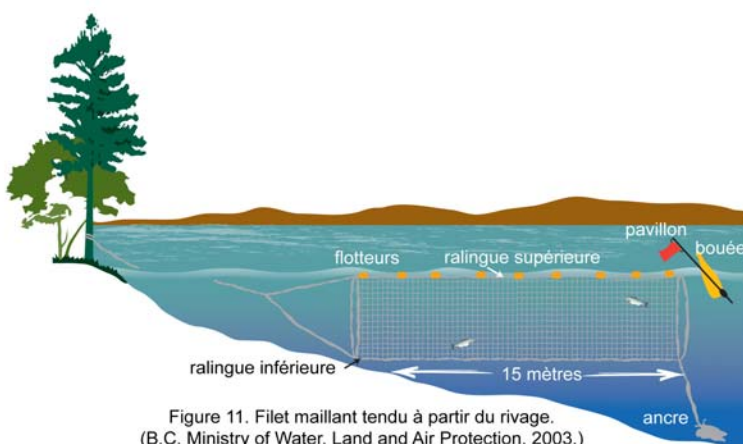


Figure 11. Filet maillant tendu à partir du rivage.
(B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection, 2003.)

8.4 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE AU MOYEN DE SENNES DE RIVAGE

Survol

La senne est un filet tiré à chaque extrémité par des brides. La plupart du temps, les brides des petites sennes sont attachées à des bâtons ou « hale-à-bord » qui permettent de tirer le filet. La ligne supérieure de la seine est dotée de flotteurs et la ligne inférieure de plombs. Les sennes de rivage ne peuvent être utilisées que sur des rivages et des lits de rivière libres de tout obstacle (troncs d'arbres, souches, grosses pierres, etc.).

Sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

En un coup d'œil

1 Lorsqu'on emploie de **petites sennes pour un échantillonnage à gué**, une personne tient fermement le hale-à-bord contre le fond avec l'eau aux chevilles pendant que l'autre s'éloigne en tirant l'autre hale-à-bord. La première personne ne bouge pas, tandis que la deuxième tire la senne jusqu'à extension complète et effectue des mouvements de va-et-vient en ramenant le filet vers le rivage (tout en s'assurant que la ligne plombée reste bien au fond). Les deux personnes ramènent enfin le filet au rivage, où les poissons sont recueillis et préparés.

2 Dans le cas de grandes sennes de rivage déployées depuis une embarcation, attacher une longueur de corde à chaque bride (la longueur correspond à la distance entre le rivage et l'endroit où la senne sera déployée).

3 Attacher une ancre à l'une des cordes, puis fixer l'ancre sur la rive. Charger le filet à la proue de l'embarcation.

4 Le conducteur de l'embarcation fait lentement marcher arrière en s'éloignant du rivage pendant que la personne à la proue laisse progressivement filer la corde à l'eau. Une fois l'extrémité de la corde atteinte, celui qui conduit fait un angle droit et déplace l'embarcation (toujours en marche arrière) parallèlement au rivage pendant que l'autre personne déploie progressivement le filet.

5 Une fois l'extrémité du filet atteinte, le conducteur de l'embarcation revient vers le rivage pendant que l'autre personne met progressivement la seconde corde à l'eau. Le filet est ensuite relevé en tirant sur les deux cordes avec une force égale (on s'assure ainsi que le filet n'est pas tiré obliquement).

*recupérer
le filet*

6 Lorsque le filet n'est plus qu'à 10 m environ du rivage, les deux personnes à chaque extrémité se rapprochent l'une de l'autre en tirant le filet vers le rivage. Les poissons sont ensuite retirés du filet et préparés.

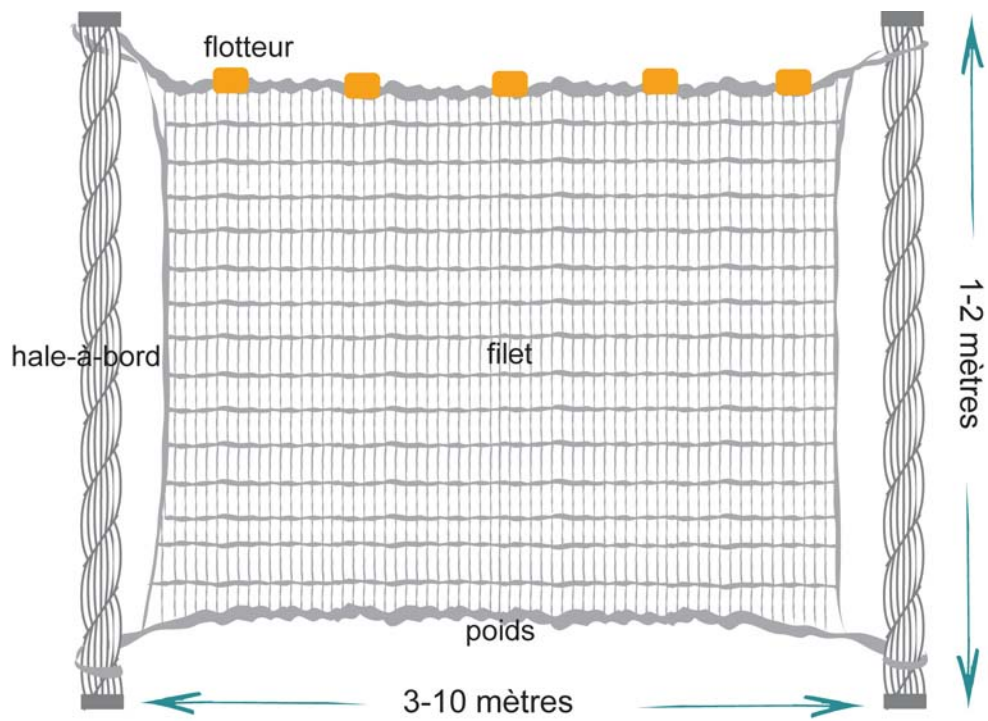


Figure 12. Senne. (B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection, 2003.)

8.5 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE AU MOYEN DE LIGNES FIXES

Survol

La ligne fixe se compose d'un câble avec une ancre aux deux extrémités (une corde munie d'une bouée étant attachée à l'une des deux ancres) sur lequel ont été posés à intervalles réguliers des avançons munis d'hameçons. Les lignes fixes sont recommandées lorsque l'usage de filets ne convient pas, comme dans des eaux très profondes ou à débit rapide. Appâter chaque hameçon et charger soigneusement la ligne à la proue de l'embarcation. Faire descendre avec soin le bout de la ligne dans l'eau (ancrer sans bouée ni balise).

Sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

En un coup d'œil

1 Le conducteur de l'embarcation fait marche arrière à basse vitesse dans la direction où la ligne doit être déployée pendant que la personne à la proue déroule avec précaution la ligne dans l'eau (**manipuler les hameçons avec la plus grande prudence**). **Afin d'éviter tout risque de blessure, ne jamais enrouler une ligne autour de son poignet, de son bras ou de sa jambe.**

2 Une fois l'autre bout de la ligne atteint (l'autre ancre), faire descendre lentement l'ancre dans l'eau à l'aide de la corde (munie d'une bouée); le conducteur de l'embarcation peut ensuite faire lentement marche arrière pour s'assurer que la ligne est bien tendue.

3 Pour récupérer la ligne, généralement le jour suivant ou selon les directives du plan d'échantillonnage, on remonte la corde munie d'une bouée jusqu'à ce qu'on atteigne le premier hameçon, puis on longe lentement la ligne en remontant les hameçons dans l'embarcation.

4 Retourner sur la rive et préparer les poissons.

8.6 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE PAR PÊCHE ÉLECTRIQUE

Survol

La pêche électrique est une pratique potentiellement dangereuse; le personnel qui utilise ce type de pêche doit détenir une certification reconnue. La pêche électrique est idéale dans les petits cours d'eau présentant un fond accidenté ou lorsqu'il y a des obstacles empêchant l'usage de techniques de pêche conventionnelles. Ce type de pêche permet ou bien d'étourdir les poissons pour mieux les capturer à l'épuisette, ou bien d'utiliser un champ électrique pour rabattre les poissons vers un filet (senne) tendu en travers du cours d'eau.

Sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

Points de sécurité

certification obligatoire

Tous les membres de l'équipe d'échantillonnage doivent avoir suivi avec succès un cours de pêche électrique.

En un coup d'œil

1 Suivre les directives du fabricant en matière d'entreposage, de transport, de manipulation et d'entretien des appareils utilisés pour la pêche électrique.

2 Tendre un filet en travers du ruisseau en aval de l'endroit où on effectuera la pêche électrique.

3 Travailler en se dirigeant vers le filet jusqu'à ce qu'une quantité suffisante de poissons soient capturés.

4 Suivre les directives de prélèvement et de préparation exposées dans la partie intitulée « Protocole de préparation des tissus de poissons ». Si les poissons sont trop petits pour être préparés sur place, on devra probablement les envoyer en entier (suivre les instructions du plan d'échantillonnage).

5 Consigner l'effort déployé pour pêcher le poisson (indice des prises par unité d'effort) de même que les réglages des instruments pour le cours d'eau.

6 Aux fins d'archives, donner une approximation de la zone de pêche (longueur et largeur du cours d'eau).

S'assurer de connaître les temps de rétention

7 Élaborer le calendrier d'une journée d'échantillonnage de manière à ce que les échantillons arrivent au bureau d'expédition de la messagerie bien avant la fin des heures de bureau. Puisque le délai de conservation pour l'analyse de certaines variables est très limité, mettre tout en œuvre pour éviter tout retard de livraison.

8.7 PROTOCOLE POUR LA PÊCHE AU MOYEN D'UN VERVEUX

Survol

Le protocole explique comment se servir d'un verveux.

Sources

Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999)

En un coup d'œil

Un verveux est un filet en forme d'entonnoir qui dirige les poissons dans une trappe. Des ailes et des avançons peuvent être utilisés pour attirer les poissons dans la trappe.

éviter les obstacles lorsqu'on installe les filets

1 Choisir un endroit offrant un point d'ancrage littoral idéal (un arbre, une grosse pierre, un quai, etc.) et une profondeur adéquate près du rivage (pour éviter que le filet ne s'amoncelle sur le fond). Éviter de placer le filet à proximité d'obstacles comme des souches immergées ou des troncs d'arbre qui pourraient emmêler ou déchirer le filet.

2 Attacher une ancre à l'un des filins, puis fixer l'ancre sur la rive.

3 Attacher des bouées marquées au filin en guise d'avertissement pour les plaisanciers. Ne pas placer de filet près d'une plage achalandée où les gens s'adonnent à la baignade et ne pas laisser un filet sans surveillance près des zones navigables. Note : s'assurer que les balises sont bien marquées.

4 Lorsqu'on remonte le filet (après l'avoir laissé sous l'eau pendant la période requise), on a le choix de remonter le filet pour ensuite retirer les prises ou de commencer par retirer les prises. Retirer les prises avant de ramener le filet dans l'embarcation diminue les problèmes d'emmêlement.

5 Placer les poissons capturés dans une glacière. S'il y a plusieurs zones de capture, identifier sur la glacière la zone correspondante.

8.8 PROTOCOLE POUR LES PIÈGES À MÉNÉS

Survol Ce protocole présente la marche à suivre pour prélever des poissons à l'aide d'une nasse à viron.

Sources Newfoundland and Labrador Environment and Conservation (1999)

En un coup d'œil

capture de poissons vivants

Les pièges à ménés sont des enclos en filets ou en grillage permettant la capture de poissons vivants. Le poisson traverse un entonnoir s'ouvrant près de l'extérieur du piège et finissant au centre du piège. Une fois à l'intérieur, le poisson n'arrive plus à repérer l'ouverture pour s'échapper.

1 Choisir un endroit avec un point d'ancrage littoral idéal (un arbre, une grosse pierre, un quai, etc.) et une profondeur adéquate près du rivage (pour éviter que le filet ne s'amoncelle sur le fond). Éviter de placer les pièges à proximité d'obstacles comme des souches immergées ou des troncs d'arbre qui pourraient les endommager.

2 Attacher une ancre à l'un des filins et fixer l'ancre sur la rive.

3 Attacher au piège à ménés des bouées marquées en guise d'avertissement pour les plaisanciers. Ne pas placer de piège près d'une plage achalandée où les gens s'adonnent à la baignade et ne pas laisser un piège sans surveillance près des zones navigables. Note : s'assurer que les bouées sont bien marquées.

4 Lorsqu'on remonte le filet (après l'avoir laissé sous l'eau pendant la période requise), on a le choix de remonter le filet pour ensuite retirer les prises ou de commencer par retirer les prises. Retirer les prises avant de ramener le filet dans l'embarcation réduit les problèmes d'emmêlement.

5 Placer les poissons capturés dans une glacière. S'il y a plusieurs zones de capture, identifier sur la glacière la zone correspondante.

8.9 PROTOCOLE DE PRÉPARATION DES TISSUS DE POISSONS

Survol

Le présent protocole décrit les étapes à suivre pour préparer des échantillons de tissus de poisson destinés à l'analyse des métaux et des substances organiques à l'état de traces.

Sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

En un coup d'œil

Analyse des métaux à l'état de traces

endroit privilégié pour le prélèvement de tissus musculaires de poisson

1 Chaque spécimen doit être identifié, pesé, puis mesuré, et, avant de passer à la dissection, il faut prendre un échantillon d'écaillés pour établir son âge. Le sexe doit être établi après la dissection. Si possible, joindre des commentaires sur la maturité (c.-à-d. le degré de développement des œufs ou du sperme).

2 Avant la dissection, utiliser une solution d'acide nitrique à 4 % et d'eau désionisée pour enlever les matières muqueuses et étrangères du spécimen. Disséquer les spécimens exclusivement sur des surfaces de verre ou de plastique propres.

3 Lorsqu'on prélève un échantillon de tissu du spécimen, s'assurer d'utiliser un essuie-tout trempé dans de l'eau désionisée pour nettoyer l'instrument de dissection (couteau en plastique ou en acier inoxydable) après chaque incision. Utiliser un nouvel essuie-tout pour chaque spécimen qu'on dissèque. Privilégier la partie supérieure du côté de l'arête dorsale lorsqu'on doit prélever un échantillon de tissu musculaire sur un poisson. Faire attention de ne pas couper le tube digestif pendant la dissection. Si les poissons ciblés sont petits, des échantillons composites des tissus pourraient être requis (le plan du projet le précisera).

4 Retirer au moins 100 g de tissus musculaires et placer l'échantillon dans un contenant à spécimen préétiqueté (contenant en plastique étanche lavé à l'acide et fourni par le laboratoire d'analyse). Retirer ensuite le foie et le placer dans un contenant à spécimen préétiqueté. Les échantillons de tissus musculaires ne doivent pas contenir de peau ni d'os. Les échantillons de foie ne doivent pas contenir la vésicule biliaire.

5 Placer immédiatement chaque contenant à spécimen dans une glacière contenant des blocs réfrigérants.

7 Nettoyer la planche à dissection de verre ou de plastique à l'aide d'une solution d'acide nitrique à 4 % et d'eau désionisée avant de passer au spécimen suivant. L'acide devrait être certifié pur et avoir été soumis à un contrôle de la qualité en vue de repérer toute contamination dans la solution. Une autre option serait d'utiliser du papier d'aluminium lavé avec du solvant comme surface propre jetable (à remplacer après chaque spécimen).

Analyse des substances organiques à l'état de traces

1 Chaque spécimen doit être identifié, pesé puis mesuré et, avant de passer à la dissection, il faut prendre un échantillon d'écaillés pour établir son âge. Le sexe doit être établi après la dissection. Si possible, joindre des commentaires sur la maturité (c.-à-d. le degré de développement des œufs ou du sperme).

2 Avant la dissection, nettoyer le spécimen avec de l'eau désionisée (provenant d'un contenant en verre) pour enlever les matières muqueuses et étrangères. Disséquer les spécimens exclusivement sur des surfaces en verre ou en acier inoxydable. L'échantillon ne doit jamais entrer en contact avec du plastique.

3 Lorsqu'on prélève un échantillon de tissus du spécimen, s'assurer d'utiliser un essuie-tout trempé dans de l'eau désionisée pour nettoyer après chaque incision l'instrument de dissection préalablement nettoyé (lavé avec du solvant ou traité à chaud).

dissection Utiliser un nouvel essuie-tout pour chaque spécimen qu'on dissèque. Faire attention de ne pas couper le tube digestif pendant la dissection.

4 Retirer au moins 50 g de tissus musculaires et placer l'échantillon dans un contenant de verre préétiqueté (lavé avec de l'acétone, traité à chaud à une température du 400 °C et fourni par le laboratoire d'analyse). Retirer le foie et le placer dans un contenant à spécimen préétiqueté. Les échantillons de tissus musculaires ne doivent pas contenir de peau ni d'os. Les échantillons de foie ne doivent pas contenir la vésicule biliaire.

5 Placer immédiatement chaque contenant à spécimen dans un sac refermable (de type Ziploc), puis dans une glacière contenant des blocs réfrigérants (ou de la glace sèche, si possible, lorsque l'échantillon sera analysé pour détecter des substances organiques volatiles ou semi-volatiles).

6 Nettoyer la planche à dissection à l'aide d'eau désionisée avant de passer au spécimen suivant.

8.10 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE PARASITES DANS LES POISSONS

Survol

Tous les organismes examinés dans le cadre d'une étude en particulier doivent provenir du même habitat, et on ne doit pas combiner des sujets issus de divers habitats. Une étude générale sur les parasites nécessite le prélèvement de 20 à 30 sujets dont l'âge et la taille sont moyens pour leur population. Si l'on souhaite optimiser les résultats, l'analyse des données par âge, taille, sexe ou saison demande 30 sujets par catégorie. L'échantillonnage de 25 à 30 poissons permet de détecter les parasites dont la prévalence est de 10 % ou plus. Le dépistage des parasites rares requiert un échantillon de plus grande taille. Il faut idéalement examiner les organismes hôtes à l'état frais pour y rechercher les parasites; sinon, il faut congeler les sujets dès que possible après leur capture.

Les organismes hôtes fixés à l'aide d'un agent de conservation ne sont pas de grande utilité pour les examens parasitologiques. Les poissons peuvent être euthanasiés par décérébration s'ils sont petits, ou avec un coup sur la tête s'ils sont gros; on peut aussi recourir à la dislocation cervicale ou à une surdose d'anesthésique, par exemple le méthanesulfonate de tricaine (MS 222). Il faut placer chaque sujet hôte dans un sac individuel afin d'empêcher les pertes d'ectoparasites, sac que l'on étiquette en indiquant les données relatives au prélèvement (date, site d'échantillonnage, personne ayant effectué le prélèvement). Les hôtes acheminés vivants au laboratoire doivent être examinés dans les heures suivant leur capture, sans quoi les parasites ayant un cycle de vie direct pourraient se propager d'un hôte à l'autre, ou se multiplier chez les hôtes infectés. Les sujets gardés en captivité pendant de longues périodes peuvent perdre nombre de leurs parasites. Certaines techniques de capture, comme la pêche au filet maillant, peuvent entraîner l'éjection d'ectoparasites. Les études sur les parasites doivent être effectuées au printemps ou au début de l'été, et à la fin de l'été, parce que les populations de ces organismes peuvent connaître des fluctuations saisonnières. Si l'on ne peut procéder qu'à une série de prélèvements, choisir juillet pour la faire.

Sources

RESE (non daté, b)

En un coup d'œil

- 1** Capturer les poissons à l'aide de l'une des techniques décrites dans le manuel.
- 2** Consigner le nom de toutes les espèces hôtes, la date de la capture, le site d'échantillonnage, la méthode de prélèvement, le nom de la personne ayant effectué le prélèvement et le nom de la

personne ayant effectué l'examen.

*examiner
rincer*

3 Mesurer et peser le poisson. En rincer la surface; recueillir l'eau de rinçage et l'examiner au microscope stéréoscopique pour voir si des ectoparasites sont présents. Examiner la surface à l'aide du microscope stéréoscopique..

4 Retirer les branchies et les rincer. Examiner chaque arc branchial individuellement ainsi que l'eau de rinçage au microscope stéréoscopique.

5 Rincer la cavité buccale; examiner l'eau de rinçage au microscope stéréoscopique.

6 Retirer, disséquer et examiner les yeux (humeurs, rétine, cristallin).

7 Retirer les otolithes, les nageoires ou les écailles à des fins de détermination de l'âge, si besoin est.

*examiner les
organes*

8 Retirer les nageoires et les examiner au microscope stéréoscopique.

9 Ouvrir la cavité abdominale par une incision ventrale; consigner le sexe du sujet. Examiner la cavité et la surface des organes internes (cœur, foie, rate, vésicule biliaire, tube digestif, gonades, reins et vessie) pour voir s'il s'y trouve des parasites. Séparer les organes sur boîtes de Pétri en se servant d'eau.

10 Séparer l'estomac, le caecum pylorique et l'intestin. Ouvrir sur la longueur et y chercher des parasites à l'aide d'un microscope stéréoscopique. Si ces organes sont très pleins, les rincer au-dessus de béciers, mélanger avec du bicarbonate de soude (1 cuillerée à soupe par litre) afin d'en enlever le mucus, et laisser le temps aux parasites de se déposer. Décanter et examiner les résidus au microscope stéréoscopique.

11 Couper les organes et les tissus (paroi gastrique, caecum pylorique, intestins, foie, rate, reins, cœur et gros vaisseaux sanguins, gonades, vésicule biliaire, vessie et cerveau) en petits morceaux; placer ceux-ci entre deux lamelles de verre et les examiner au microscope stéréoscopique.

*utiliser des
fixatifs
tièdes ou
chauds*

12 Rincer la cavité abdominale et examiner l'eau de rinçage au microscope stéréoscopique.

13 Couper les muscles en fines tranches et les examiner pour y détecter tout parasite.

14 Consigner sur la feuille de données le nombre de parasites de chaque espèce ainsi que l'endroit où ils se trouvaient dans l'organisme hôte.

15 Fixer tous les parasites vivants dans un fixatif tiède ou chaud afin de les tuer rapidement et d'éviter les contractions musculaires, qui déforment les parasites en cours de fixation. En ce qui concerne les petits parasites monogènes solidement fixés sur les branchies, congeler les tissus avec les parasites attachés dessus pendant une nuit, dans l'eau ou dans une solution saline à 0,7 %. Les parasites se détacheront alors des tissus et se

*dissection
soigneuse*

détendront. Ils peuvent ensuite être décongelés, récupérés et fixés dans une solution tamponnée de formaldéhyde à 10 %. Certains helminthes (cestodes, trématodes, acanthocéphales) doivent être fixés à chaud dans une solution à 70 % d'éthanol, ou décontractés dans l'eau de robinet (s'ils sont vivants) puis fixés dans une solution tamponnée de formaldéhyde à 10 %. Les nématodes doivent être fixés dans une solution chaude (mais non bouillante) d'éthanol à 70 %, avec du glycérol à 5 %. On peut aussi employer le fluide de Berland pour les nématodes et les plathelminthes. Les parasites enkystés peuvent être extirpés de leurs kystes par dissection soigneuse à l'aide de fines aiguilles ou de pinces, ou par application d'une faible pression avec une lamelle couvre-objet sur une lame de verre. Si ces techniques ne donnent pas de résultats, placer le kyste dans une solution de trypsine à 0,5 % et chauffer jusqu'à atteindre une température de 37 à 40 °C. Les acanthocéphales enkystés présents dans les viscères peuvent être placés au réfrigérateur pendant une nuit, dans de l'eau distillée ou de l'eau du robinet; cela favorise l'éversion du rostre. Fixer dans l'éthanol à 70 %, dans une solution tamponnée de formaldéhyde à 10 % ou dans l'AFA.

16 Anesthésier les arthropodes par barbotage de dioxyde de carbone dans l'eau, puis les fixer dans de l'éthanol à 70 %.

17 Anesthésier les sangsues afin d'éviter qu'elles ne se contractent lors de leur fixation. Le barbotage de dioxyde de carbone dans l'eau permet d'anesthésier les sangsues, après quoi elles peuvent être fixées dans une solution tamponnée de formaldéhyde à 10 %.

18 Placer chaque espèce ou type de parasites de chaque organe dans une fiole individuelle, et étiqueter celle-ci pour indiquer le nom de l'espèce hôte, le numéro de l'hôte, le lieu de provenance, la date de la capture, l'endroit où le parasite se trouvait dans l'organisme hôte, le fixatif employé et la date de l'examen. Les spécimens fixés au formaldéhyde ou à l'AFA doivent être transférés dans une solution d'éthanol à 70 % au bout de 1 à 7 jours, et y demeurer pendant un moins quelques jours avant leur coloration.

19 Colorer les monogènes, les trématodes, les cestodes et les acanthocéphales dans l'acétocarmin et les monter sur lames de manière permanente. Il faut piquer les acanthocéphales à l'aide d'une aiguille fine en quelques endroits avant de les colorer.

20 Éclaircir les nématodes par évaporation dans du glycérol en solution dans l'éthanol à 70 %, en laissant l'alcool s'évaporer dans le cas des vers de petite taille ou, dans le cas des vers de grande taille (> 1 cm), en réduisant graduellement la teneur en alcool tout en augmentant celle de glycérol dans le mélange. Examiner les arthropodes parasitaires à l'état entier.

9.0 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS

9.1 PRÉVENTION DE LA PROPAGATION D'ESPÈCES AQUATIQUES ENVAHISSANTES

Survol

S'assurer que les protocoles appropriés sont suivis afin d'empêcher la propagation d'espèces aquatiques envahissantes lors de l'échantillonnage de poissons. S'assurer que les filets et les engins adéquats sont utilisés dans chaque plan d'eau. Ces protocoles concernant le nettoyage doivent être suivis une fois l'équipement d'échantillonnage récupéré ou avant de déployer des filets ou d'autres engins dans un nouveau plan d'eau.

Source

Gestion des ressources hydriques Manitoba (2010)

D'un coup d'œil

1 Nettoyer et inspecter tous les filets et tout l'équipement d'échantillonnage en enlevant les plantes, les animaux et la boue.

2 Rincer les filets et l'équipement d'échantillonnage à l'aide d'un jet d'eau courante à haute pression extrêmement chaud (préférentiellement à une température de 50 °C [120 °F]), ou laisser sécher les filets et l'équipement pendant au moins 5 jours au soleil (s'il n'est pas possible de les rincer).

3 Sinon, congeler tous les filets et l'équipement pendant au moins 2 jours, ou faire tremper tout l'équipement, y compris les filets, dans 1) une solution d'eau et de sel (mélanger 230 g [2/3 de tasse]) de sel à 1 L [1 gallon] d'eau) pendant 24 heures, 2) dans du vinaigre blanc non dilué pendant 20 minutes, ou 3) dans de l'eau de Javel diluée (solution d'hypochlorite de sodium à > 5 %, selon une concentration de 100 ml (~ 3 onces) d'eau de Javel pour 20 L (~ 5 gallons) d'eau, pendant au moins 60 minutes.

9.2 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS DANS LES COURS D'EAU

Survol

Les protocoles de prélèvement et de traitement des invertébrés décrits ci-après ont été conçus à la base pour prélever des invertébrés en vue de les identifier. Les différentes techniques de prélèvement visent la capture de spécimens d'espèces et de tailles différentes. La méthode choisie dépend donc de l'objectif de l'étude et sera décrite dans le plan du projet.

La dimension des mailles du filet utilisé pour prélever et traiter les échantillons d'invertébrés déterminera la composition des échantillons d'invertébrés benthiques prélevés. Dans les ruisseaux et les rivières, les invertébrés benthiques sont prélevés sur

substrat grossier (substrat d'érosion) ou meuble (substrat de sédimentation) au moyen de différents types d'échantillonneurs. Les programmes d'échantillonnage d'invertébrés benthiques en eau libre ont lieu habituellement au début du printemps ou de l'automne, lorsque les communautés benthiques sont plus stables et que le débit d'étiage facilite l'échantillonnage. De même, il est important d'assurer une stabilité du moment et des intervalles auxquels l'échantillonnage est effectué d'une année à l'autre. Il existe différentes techniques d'échantillonnage qualitatif et quantitatif, chacune présentant des avantages et des inconvénients qui lui sont propres.

L'échantillonnage à l'aide de filets dérivants peut servir à prélever les invertébrés qui émergent et migrent, alors que le filet Surber sert pour les profondeurs de moins de 30 cm. L'échantillonneur cylindrique de Neill ou de Hess est l'un des échantillonneurs d'invertébrés benthiques les plus répandus pour prélever des échantillons de substrats d'érosion en ruisseaux et en rivières. Cet échantillonneur est idéal pour différents types de matériaux d'érosion comme le gravier, les galets, les petites roches et le sable. Bien qu'il ne puisse être utilisé qu'en eau peu profonde, une version modifiée du cylindre de Neill (maille de 210 µm; surface de contact des matériaux de 0,1 m²) a été utilisée pour prélever des invertébrés benthiques dans des cours d'eau importants.

Sources

Environment Canada (2007); Alberta Environment (2006a); Ontario Ministry of the Environment (2005)

Point de sécurité

Le formaldéhyde, qui est utilisé comme agent de conservation, est considéré comme une substance cancérigène potentielle. S'assurer de l'utiliser avec extrême prudence et de lire les fiches signalétiques.

Autres sources

B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003); Environment Canada (1999); RESE (non daté, c)

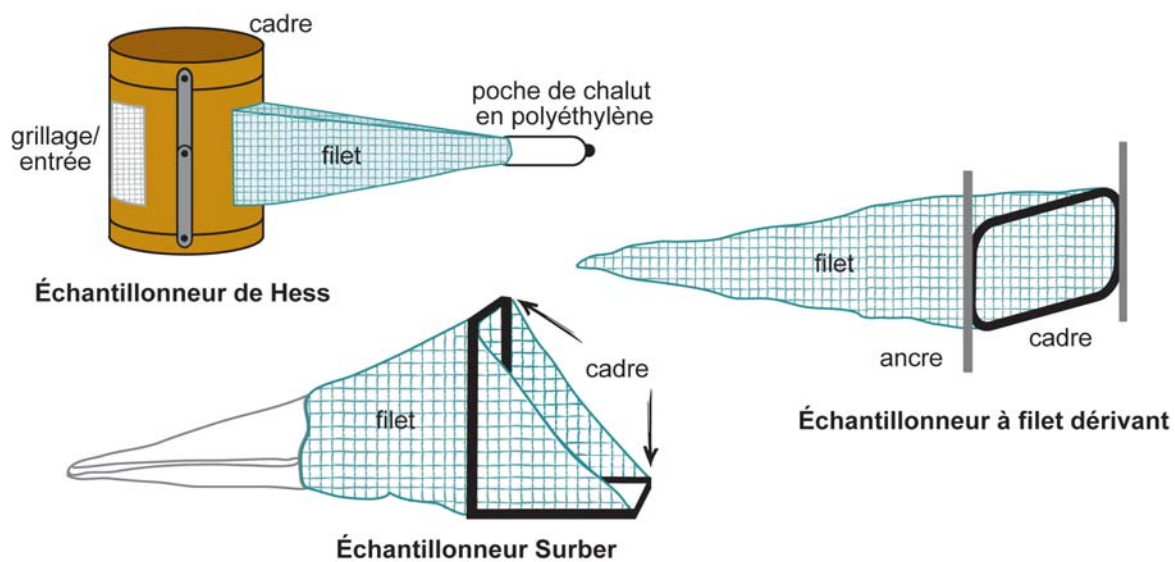


Figure 13. Principaux types d'échantillonneurs d'invertébrés. (Alberta Environment, 2006, et ministère de la Protection de l'eau, de l'air et des terres de la C. B., 2003.)

9.3 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS AU MOYEN DE LA TECHNIQUE BOTTE-FILET MOBILE EN LACS

Survol

La technique botte-filet mobile constitue la méthode d'échantillonnage la plus répandue. On l'utilise habituellement en marchant le long de transects au travers des habitats visés, en donnant des coups de pied sur les substrats pour déloger le benthos et le prélever en balayant l'eau avec un filet à main. La plupart des suivis sur le benthos ont recours à des filets dont les mailles varient entre 250 micromètres (μm) et 1 mm ; 500 μm constituant la taille la plus courante. Les échantillons doivent être prélevés sur un site donné à la même période de l'année.

Sources

Ontario Ministry of the Environment (2005)

En un coup d'œil

*segments
du lac*

1 Choisir une série de trois segments types d'un lac (idéalement de manière aléatoire), desquels une série de transects seront identifiés pour effectuer des prélèvements (en partant du bord de l'eau jusqu'à 1 m de profondeur ; voir la figure 14). Ces segments de lac devraient se trouver dans une zone où la santé de l'écosystème aquatique est source de préoccupation.

*relâcher la
faune non
benthique*

2 Utiliser un filet (maille de 500 μm habituellement) et préconiser la technique botte-filet mobile le long des transects pour prélever les échantillons. Botter vigoureusement le substrat pour le déplacer jusqu'à une profondeur d'environ 5 cm. Pour prélever le matériel délogé, on opère un mouvement de va-et-vient à l'horizontale et à la verticale avec le filet pendant qu'on longe le transect. Allouer 10 minutes d'échantillonnage par réplikat ou jusqu'à ce qu'on soit sûr d'avoir 100 spécimens. Il faut procéder à l'échantillonnage d'au moins 1 transect complet (du rivage à 1 m de profondeur). Tamiser l'échantillon recueilli dans le filet. Rincer et retirer les grosses pierres, les matières végétales, etc. Relâcher toute espèce non benthique. Transférer le contenu du filet dans un seau. On devra probablement transférer plusieurs fois les matériaux prélevés de chaque réplikat pour éviter l'engorgement du filet.

3 Noter le temps consacré à l'échantillonnage (ne pas calculer le temps passé à transférer le contenu du filet dans un seau), la distance, et tout autre renseignement demandé sur le registre de terrain.

4 Répéter jusqu'à ce que trois réplikats soient prélevés.

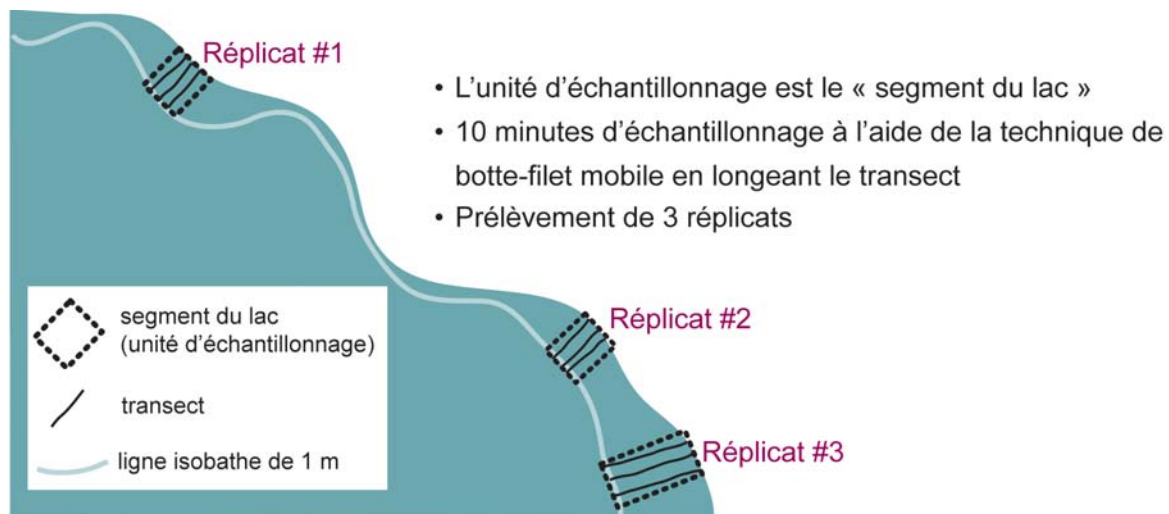


Figure 14. Technique botte-filet mobile pour les lacs.
 (Source : ministère de l'Environnement de l'Ontario, 2005.)

9.4 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS À L'AIDE DE LA TECHNIQUE BOTTE-FILET MOBILE EN COURS D'EAU

Survol

La technique botte-filet mobile constitue la méthode d'échantillonnage la plus répandue. On l'utilise habituellement en marchant le long de transects au travers des habitats visés, en donnant des coups de pied sur les substrats pour déloger le benthos et le prélever tout en balayant l'eau avec un filet à main. La plupart des suivis sur le benthos ont recours à des filets dont la maille varie entre 250 micromètres (μm) et 1 mm ; 500 μm constituant la taille la plus courante. Les échantillons doivent être prélevés sur un site donné à la même période de l'année.

Sources

Ontario Ministry of the Environment (2005)

En un coup d'œil

*mouvement
de
va-et-vient*

1 Lorsque possible, identifier une section d'échantillonnage contenant 2 seuils et 1 fosse. Les sections d'échantillonnage contenant plusieurs seuils et fosses devraient idéalement être trouvées de manière aléatoire, être sécuritaires et faciles d'accès.

2 Procéder à l'échantillonnage du transect le plus en aval de la section d'échantillonnage. Placer un filet en aval de soi (maille de 500 μm habituellement; le placer près du fond du cours d'eau). Partir le chronomètre, et en commençant de la rive droite ou gauche, longer le transect jusqu'à la rive opposée en bottant vigoureusement le substrat pour le déplacer jusqu'à une profondeur d'environ 5 cm. Opérer un mouvement de va-et-vient avec le filet (à l'horizontale et à la verticale dans la colonne d'eau) en le gardant en aval et proche de la zone déplacée de manière à ce que les invertébrés délogés soient entraînés dans le filet. Dans les zones où le courant est faible, un mouvement de balayage efficace est particulièrement important pour s'assurer que les espèces sont prélevées par le filet (ce mouvement s'avère moins important dans les zones où le courant est fort). Botter et balayer environ 10 m du transect pendant 3 minutes (on peut réduire la portée si la zone est reconnue pour son abondance en benthos).

3 Dans les grandes rivières, utiliser la technique 3 minutes/10 m et prélever de courts segments en longeant le transect (adopter essentiellement une approche ponctuelle des transects), de manière à couvrir les différentes vitesses d'écoulement de la section transversale du canal (figure 17). D'autre part, utiliser la technique 3 minutes/10 m dans les petits cours d'eau implique le positionnement de plusieurs transects dans le même seuil ou la même fosse (figure 18).

4 Tamiser l'échantillon recueilli dans le filet. Rincer et retirer les gros matériaux comme les pierres et le bois. Relâcher toute

espèce non benthique. Transférer le contenu du filet dans un seau. On devra probablement transférer plusieurs fois le matériel prélevé sur chaque transect pour éviter l'engorgement du filet. En plaçant le seau sur la rive où on a commencé l'échantillonnage, on s'assurera que ses déplacements fréquents vers le seau ne perturberont pas les sections du transect qui n'ont pas encore échantillonnées.

5 Noter le temps consacré à l'échantillonnage (ne pas calculer le temps passé à transférer le contenu du filet dans un seau), la distance, et tout autre renseignement demandé sur le registre de terrain.

6 Se déplacer vers le prochain transect en amont et répéter l'opération jusqu'à ce que tous les transects soient échantillonnés. S'il se trouve des zones inaccessibles de la section transversale du canal, n'échantillonner que dans les zones auxquelles on peut accéder en toute sécurité.

7 Noter le nombre de transects, la distance totale parcourue pour chaque transect, le temps passé à prélever des invertébrés, la largeur mouillée de chaque transect ainsi que tout autre renseignement pertinent sur le registre de terrain.

8 Rincer le filet et conserver tout benthos recueilli avec l'échantillon.

9 Dans le cas des grands cours d'eau (figure 17), les sections du transect sont choisies de manière aléatoire à l'intérieur de chaque strate de vitesse de courant (étiquetées de 1 à 5) afin de donner un échantillon composite de 3 minutes/10 m pour le transect.

10 Dans le cas des petits cours d'eau, des transects additionnels sont définis immédiatement en amont de chaque seuil et fosse du transect pour assurer une surface d'échantillonnage suffisante (environ 10 m).

11 Répéter jusqu'à ce que trois sous-échantillons soient prélevés.

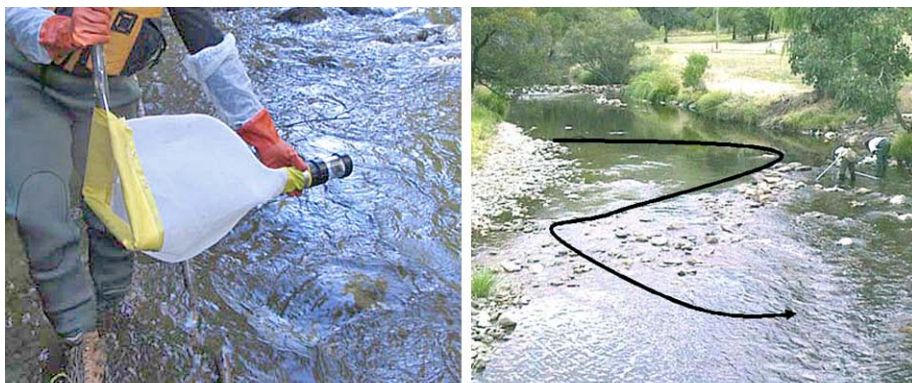


Photo 18 (gauche) : Échantillonneur botte-filet triangulaire (filet de 400 micromètres et contenant amovible). (Source : Environment Canada, 2007.)

Photo 19 (droite) : Transect botte-filet dans un seuil. (Source : Environment Canada, 2007.)

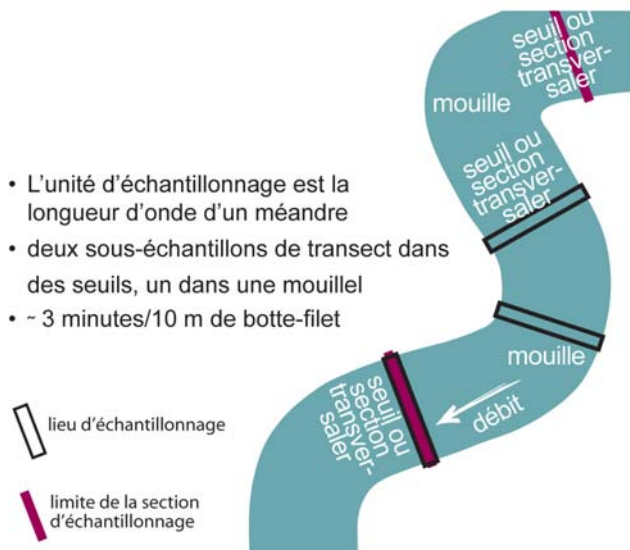


Figure 15. Technique botte-filet mobile pour les cours d'eau totalement ou partiellement franchissables à gué. (Source : Ontario Ministry of the Environment, 2005.)

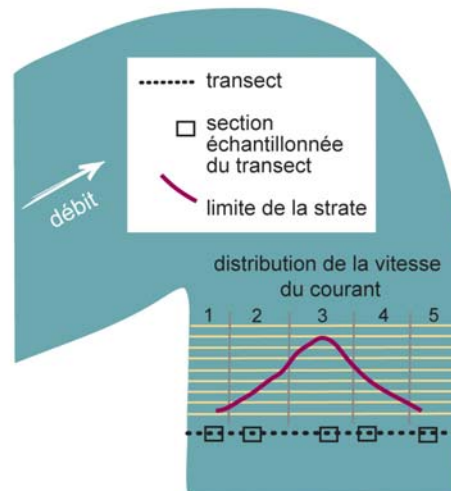


Figure 16. Technique botte-filet pour le transect d'un grand cours d'eau. (Source : Ontario Ministry of the Environment, 2005.)

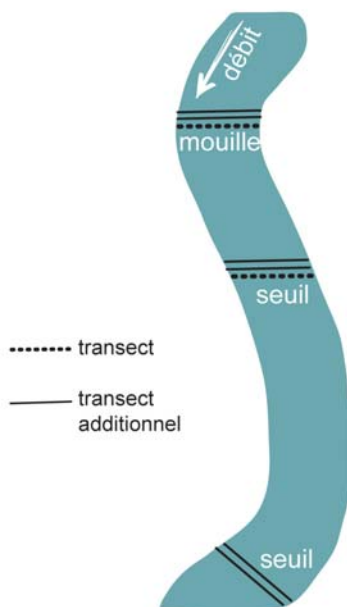


Figure 17. Technique botte-filet pour le transect d'un petit cours d'eau. Source : Ontario Ministry of the Environment, 2005.)

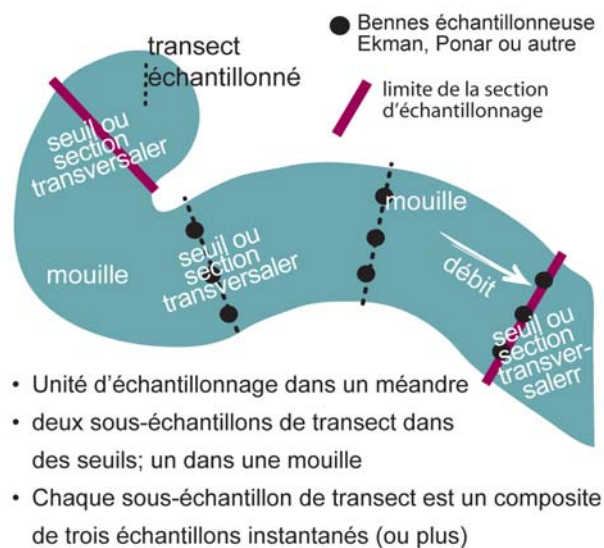


Figure 18. Méthode de prélèvement d'échantillons instantanés dans les courants d'eau non franchissables à gué. (Source : Ontario Ministry of the Environment, 2005.)

9.5 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS AVEC UN FILET DÉRIVANT

Survol

Les filets dérivants sont conçus pour être ancrés dans l'eau vive afin de capturer des macroinvertébrés qui ont migré ou qui se sont délogés du fond du cours d'eau se trouvent dans le courant. Leur emploi se limite aux petits cours d'eau peu profonds. Idéalement, les filets dérivants doivent couvrir toute la largeur du cours d'eau échantillonné. Plusieurs filets peuvent être placés au travers du cours d'eau pour capturer tous les organismes dérivants et pour mesurer la variation spatiale dans la dérive.

Sources

Alberta Environment (2006); B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

En un coup d'œil

1 Ancrer les filets dérivants dans une zone assez peu profonde pour qu'ils s'étendent au-dessus de la surface de l'eau. Les laisser en place pendant la durée prévue dans le protocole (la durée est établie de manière à recueillir un échantillon représentatif; cependant, la durée doit être assez courte pour que les mailles du filet ne deviennent pas obstruées par des amas de matières particulières).

2 Transférer les organismes dans des bouteilles à échantillon préétiquetées.

3 Conserver avec de l'éthanol à 70 % et placer dans une glacière. La fixation initiale peut être réalisée avec du formaldéhyde à 10 %.

4 Enregistrer la date, la grandeur des mailles du filet, le débit du cours d'eau par unité de temps et le volume d'eau filtrée dans le registre de terrain.

9.6 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS AVEC UN FILET SURBER

Survol

Le filet Surber est constitué de deux cadres qui s'enclenchent l'un dans l'autre et soutiennent un filet de capture. Un cadre délimite la parcelle échantillon tandis que l'autre sert de support au filet. Le filet Surber est conçu pour un emploi dans les eaux vives peu profondes (30 cm ou moins). Utiliser des piquets de tente (recourbés) pour ancrer le filet Surber dans les eaux à grand débit. La prise répétée d'échantillons doit être chronométrée (c.-à.-d. cinq minutes pour chaque échantillonnage afin d'assurer l'uniformité).

Sources

Alberta Environment (2006); B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

En un coup d'œil

1 Choisir une largeur mouillée là où le substrat est assez uniforme. Fournir une description de l'habitat général (par ex. s'agit-il d'un plat courant ou lentique, d'une fosse ou d'un seuil, etc.). Positionner solidement l'échantillonneur à un endroit déterminé au hasard sur le fond du cours d'eau de manière à ce qu'il soit parallèle au courant avec la portion du filet vers l'aval. Le maillage du filet doit être compatible avec l'objectif du programme. Il faut faire attention de ne pas déplacer le substrat en amont de l'échantillonneur.

2 Retourner soigneusement et frotter délicatement toute les roches et les grosses pierres contenues dans le cadre. Ce procédé permet de déloger les organismes qui s'accrochent aux pierres. Avant de rejeter les pierres (en aval ou à côté de l'échantillonneur), examiner chaque grosse pierre pour déceler des organismes, y compris les étuis de larves ou de nymphes pouvant s'accrocher aux pierres. De manière à assurer la comparabilité entre les stations, il faut établir une limite de temps passé à manipuler et à frotter le substrat (une période de cinq minutes est recommandée).

Répéter les étapes 1 à 3.

3 Remuer le gravier restant avec ses mains jusqu'à une profondeur de 5 à 10 cm.

4 Déplacer l'échantillonneur en amont jusqu'à une nouvelle portion du fond du cours d'eau choisie au hasard et répéter les étapes (1) à (3). Continuer ce processus jusqu'à ce que cinq portions du fond du cours d'eau aient été échantillonnées, chaque portion étant située en amont de la portion précédemment échantillonnée. Ainsi, cela permet d'obtenir un composite des cinq échantillons. L'aire totale échantillonnée varie en fonction de la taille de l'échantillonneur (multipliée par 5) et doit être calculée et notée dans le registre de terrain.

5 Retourner sur la rive et renverser délicatement le contenu du

filet dans un bac peu profond contenant de l'eau du cours d'eau. S'assurer que tous les invertébrés sont transférés du filet au bac.

6 Transférer les organismes dans une bouteille à échantillon en plastique préétiquetée et conserver avec de l'éthanol à 70 %. Rincer le filet d'échantillonnage après chaque usage.

9.7 PROTOCOLE D'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS AVEC UN ÉCHANTILLONNEUR DE HESS

Survol

L'échantillonneur de Hess est un cylindre métallique présentant une ouverture grillagée d'un côté et, de l'autre, une ouverture avec un filet attaché (figure 13). La personne qui échantillonne place l'échantillonneur de Hess dans le cours d'eau avec le grillage orienté vers le courant et le filet à la traîne en aval. L'eau s'écoule librement dans l'échantillonneur et sort en passant à travers le filet. Avec un rayon connu, l'aire du lit du cours d'eau qui est échantillonnée peut être calculée facilement. Cette valeur doit être inscrite dans le **registre de terrain**.

Sources

Alberta Environment (2006); B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection (2003)

En un coup d'œil

Frotter soigneusement les roches

1 Positionner solidement le cadre sur le fond du cours d'eau. S'assurer que l'ouverture grillagée fait face au courant et que le filet traîne vers l'aval. Tenir l'échantillonneur en place en appliquant de la pression avec les genoux. Il faut faire attention de ne pas déplacer le substrat en amont de l'échantillonneur.

2 Dans le cylindre, retourner soigneusement et frotter délicatement toutes les roches et les grosses pierres. Ce procédé permet de déloger les organismes qui s'accrochent aux pierres et de les transférer dans le filet. Avant de rejeter les pierres à l'extérieur du cylindre, examiner chaque pierre pour déceler des organismes, y compris des étuis de larves ou de nymphes pouvant s'y accrocher. De manière à assurer la constance entre les échantillons, une durée standard doit être assignée à l'échantillonnage de chaque site (une période de cinq minutes est recommandée).

3 Remuer le gravier restant avec les mains jusqu'à une profondeur de 5 à 10 cm.

4 Déplacer l'échantillonneur en amont jusqu'à une nouvelle portion du fond du cours d'eau et répéter les étapes (1) à (3). Continuer ce processus jusqu'à ce que cinq portions du fond du cours d'eau aient été échantillonnées, chaque portion étant située en amont de la portion précédemment échantillonnée. Ainsi, cela permet d'obtenir un composite des cinq échantillons.

5 Retourner sur la rive et rincer soigneusement le contenu du filet dans la poche de chalut, puis transférer le contenu dans un bac peu profond. S'assurer que tous les invertébrés sont transférés dans le bac.

6 Transférer les organismes dans une bouteille à échantillon préétiquetée et conserver avec de l'éthanol à 70 %. Rincer le filet d'échantillonnage après chaque usage.

9.8 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DES INVERTÉBRÉS À L'AIDE D'UN ÉCHANTILLONNEUR DE NEILL

Survol

L'échantillonneur de Neill est un cylindre de métal doté d'une ouverture grillagée d'un côté et, de l'autre côté, d'une ouverture à laquelle un filet est attaché (figure 13).

Sources

Alberta Environment (2006); British Columbia MWLAP (2003)

En un coup d'œil

1 Évaluer la zone d'étude pour déterminer quel y est le principal type de substrat (ou les principaux types). Veiller à ce que ce ou ces substrats soient échantillonnés à chaque site, et à choisir des sites où le courant est suffisant pour gonfler le filet de l'échantillonneur.

2 Prélever des échantillons à des profondeurs de 30 à 50 cm sous l'eau.

3 Recueillir cinq échantillons par site, soit dans un transect perpendiculaire à la rive, soit sur un mode aléatoire.

4 Placer une étiquette sur cinq bouteilles Nalgene et y inscrire le site de prélèvement, la date, l'emplacement, le numéro de l'échantillon ainsi que les initiales de la personne effectuant l'échantillonnage.

5 Rincer soigneusement le filet lorsque l'on change de site d'échantillonnage.

*vérifier
l'étanchéité*

6 Veiller à ce que le filet soit solidement assujéti au cylindre de l'échantillonneur de Neill.

7 Visser une bouteille Nalgene sur le socle prévu sur le filet.

8 Insérer l'extrémité libre du filet, avec la bouteille qui y est attachée, dans la partie supérieure du cylindre.

9 En se déplaçant vers l'amont, choisir, pour effectuer l'échantillonnage, un emplacement où le substrat n'a pas été perturbé.

*caractériser
l'habitat
benthique
du site*

10 Enfoncer l'échantillonneur dans le substrat, en plaçant l'ouverture située à l'opposé du filet face au courant. Palper à l'intérieur du cylindre pour vérifier que l'étanchéité est bonne. Les dents du cylindre devraient être complètement enfoncées dans le substrat.

11 Si l'étanchéité n'est pas adéquate, rincer le filet et la bouteille pour les débarrasser de toute saleté, puis choisir un autre endroit pour effectuer l'échantillonnage.

12 Une fois que le cylindre est solidement ancré dans le substrat, l'y maintenir en se plaçant les pieds sur les poignées inférieures. Ressortir l'extrémité du filet et la bouteille du cylindre, de manière à les placer dans l'eau.

13 Retirer toute pierre de grande taille qui se trouverait dans le cylindre. Frotter doucement la surface de ces pierres et les rincer

*rincer le
filet*

pour en détacher tous les invertébrés qui y seraient accrochés. FACULTATIF : si le substrat n'est pas caractérisé de manière visuelle, conserver ces roches afin d'établir la taille du substrat.

14 À l'aide d'une petite pelle, remuer le substrat pendant environ 1 minute. Veiller à ce que le filet ne se bloque pas puisque cela empêcherait les invertébrés de s'y accumuler. Pour ce faire, on passe doucement la main sur le filet, puis on le secoue.

15 Veiller à ce qu'aucune particule ne s'échappe de l'ouverture du cylindre qui se trouve en amont. Des particules risquent de s'échapper si l'on agite les sédiments trop vigoureusement, si le débit est lent, ou si on laisse le filet se colmater.

16 Laisser le flux d'eau entraîner vers le filet toutes les particules en suspension dans le filet. L'eau dans le cylindre devrait devenir aussi claire que celle du cours d'eau.

17 Passer doucement les mains sur le filet, de manière à envoyer les particules qu'il contient jusque dans la bouteille Nalgene.

18 Sortir le cylindre de l'eau, puis rincer le filet en le plongeant dans l'eau, puis en le sortant de l'eau, et ce, plusieurs fois. Veiller à ce que toutes les particules et tous les invertébrés se retrouvent dans la bouteille Nalgene. Examiner le filet pour voir si des invertébrés y sont restés accrochés et, si oui, les recueillir dans la bouteille.

*photo
nécessaire*

19 Presser le filet contre le goulot de la bouteille, renverser cette dernière et laisser l'eau s'en égoutter. Remettre la bouteille à l'endroit, puis rincer le filet avec de l'eau afin d'envoyer toute particule qui y serait restée accrochée dans la bouteille.

20 Dévisser la bouteille Nalgene de son support et ajouter, à des fins de conservation, une solution tamponnée de formaldéhyde à l'échantillon dès que les prélèvements sont terminés. Ajouter environ 1 partie de solution tamponnée de formaldéhyde non diluée pour 10 parties d'échantillon (si l'échantillon renferme une grande quantité de matières organiques, d'algues et d'invertébrés, ajouter une quantité de solution tamponnée de formaldéhyde équivalant à environ 1/5 du volume de l'échantillon).

21 Déterminer la profondeur à laquelle l'échantillon a été prélevé à l'aide d'une baguette ou d'une pelle graduée.

22 Utiliser un courantomètre afin de mesurer la vitesse du courant à une profondeur équivalant à 0,6 fois la profondeur totale à partir de la surface, et cela, à chaque site d'échantillonnage. Compter le nombre de révolutions par minute. Utiliser les écouteurs si l'eau est trouble. Répéter la procédure pour les autres échantillons. Toujours prélever les échantillons en amont et loin des zones perturbées.

23 Prendre des photographies du site (vues vers l'amont et vers l'aval). Enregistrer les données suivantes en vue de la

caractérisation de l'habitat benthique à ce site : profondeur de l'eau (utiliser un échosondeur, une baguette graduée ou un moulinet hydrométrique afin de mesurer la profondeur de l'eau à l'endroit où l'échantillon d'invertébrés benthiques a été prélevé); caractérisation du substrat (caractérisation de la granulométrie des sédiments associés aux substrats provenant de l'érosion, cela par estimation visuelle du pourcentage représenté par les catégories normalisées de tailles de particules, telles qu'établies par les systèmes de classification; autres paramètres (largeur du chenal mouillé et total; coordonnées GPS et description du site; pourcentage de couverture de macrophytes ou description qualitative du couvert algal épilithique; description qualitative de la quantité de limon présente). Selon le protocole de l'étude, il peut également être nécessaire de recueillir des données permettant d'établir le pH, la concentration d'oxygène dissous, la température et la conductivité directement en amont de l'emplacement approximatif du site de prélèvement des échantillons d'invertébrés.

Sous la glace

1 Utiliser une tarière à glace pour repérer des sites possibles; il faut faire en sorte que les profondeurs, les substrats et les débits soient aussi similaires que possible d'un endroit à l'autre. Un site donné peut demander que l'échantillonnage soit effectué à une profondeur supérieure à la hauteur du cylindre; dans ce cas, le sac de nylon recouvrant le cylindre empêchera les invertébrés de s'échapper de l'échantillonneur. On peut prélever des échantillons à des profondeurs allant jusqu'à 1 m, selon le débit.

2 Utiliser une scie à chaîne ou une tarière pour percer dans la glace un trou d'environ 1 à 1,5 m de largeur et de 2,5 à 3 m de longueur; la partie la plus longue du trou doit être parallèle au sens d'écoulement de l'eau. Utiliser des pinces à glace pour extraire les blocs de glace, en veillant à ne pas perturber le substrat. Le repérage et l'excavation des sites d'échantillonnage demandent une équipe de trois personnes.

3 Attacher un câble d'ancrage aux poignées inférieures du cylindre ainsi que des câbles de sécurité aux deux personnes qui portent une combinaison étanche. Les autres extrémités des câbles doivent être attachées à des pics à glace enfoncés dans la glace pour assurer la sécurité. Passer la pelle à travers le haut du sac du cylindre, et tirer la cordelière de serrage jusqu'à ce qu'elle soit étroitement ajustée autour de la poignée.

4 Il faut veiller à ne pas perturber la zone benthique à échantillonner lorsqu'on retire la glace du trou et qu'on fait pénétrer le cylindre dans ce dernier.

5 Pendant qu'une personne demeure sur la glace (en amont du trou) et s'occupe des câbles d'ancrage du cylindre et des câbles de sécurité, les deux personnes responsables de

*il faut
3 personnes*

l'échantillonnage entrent dans le cours d'eau à l'extrémité aval du trou et enfoncent le cylindre dans le substrat non perturbé. Veuillez noter qu'il faut une équipe de trois personnes pour procéder à l'échantillonnage en toute efficacité et sécurité.

6 Le cylindre doit être enfoncé dans le substrat assez profondément pour assurer une bonne étanchéité. Veuillez noter qu'il faut deux personnes dans l'eau pour exercer une force suffisante pour maintenir le cylindre ancré dans le substrat. Utiliser la pelle pour remuer le substrat au fond du cylindre pendant environ 2 minutes. Laisser reposer pendant 2 ou 3 minutes pour permettre aux invertébrés de dériver jusque dans le filet et la bouteille. Passer doucement la main sur le filet pour l'empêcher de se colmater.

7 Tirer le cylindre hors de l'eau et traiter l'échantillon suivant les procédures décrites dans le protocole applicable à l'échantillonnage en eau libre (voir précédemment), et placer une nouvelle bouteille sur le filet. L'autre personne qui se trouve dans l'eau mesurera la vitesse de l'écoulement de l'eau à l'aide d'un courantomètre ainsi que la profondeur à l'endroit du prélèvement. Souvent, il faut des échantillons de biofilm en triplicata pour chaque trou; neuf roches doivent donc être recueillies.

prendre une photo

8 Prendre les précautions nécessaires pour s'assurer que les échantillons ne gèlent pas pendant la manipulation et l'entreposage. Les échantillons peuvent être entreposés dans un contenant isolé (par exemple, une glacière) renfermant des bouteilles d'eau chaude.

9 Prendre une photographie à chaque site et enregistrer les données descriptives telles que les coordonnées GPS, la vitesse d'écoulement et la profondeur de l'eau, l'épaisseur de la glace ainsi que les caractéristiques du substrat (évaluation visuelle).

10 Se déplacer d'un pas en amont du site du premier prélèvement afin de trouver un substrat non perturbé, puis répéter la procédure d'échantillonnage. Le trou doit être assez grand pour permettre le prélèvement de cinq échantillons.

9.9 PROTOCOLE POUR LE PRÉLÈVEMENT D'UN ÉCHANTILLON INSTANTANÉ D'INVERTÉBRÉS

Survol

La technique d'échantillonnage instantané permet d'obtenir un échantillon composite comparable à un échantillon obtenu suivant la méthode botte-filet pour chaque transect de fosse et de seuil réalisé dans la section d'échantillonnage (figure 19). La technique d'échantillonnage instantané est habituellement employée dans les cours d'eau à faible courant, profonds, et non franchissables à gué. Voir le protocole dans le manuel pour l'échantillonnage de sédiments meubles.

Sources

Ontario Ministry of the Environment (2005)

Points de sécurité

Le formaldéhyde, qui est utilisé comme agent de conservation, est considéré comme une substance cancérigène potentielle. S'assurer de l'utiliser avec extrême prudence et de lire les fiches signalétiques.

En un coup d'œil

*au moins
3 échantil-
lons
instantanés*

1 Utiliser une benne de la manière indiquée dans la section du manuel portant sur l'échantillonnage des sédiments meubles.

2 Choisir deux transects de seuil et un transect de fosse.

3 Prélever les échantillons à partir d'une embarcation, d'un pont ou de tout autre poste convenable, donnant accès à une section transversale entière du cours d'eau; recueillir au moins 3 échantillons instantanés (à l'aide d'une benne Ekman ou Ponar) par transect, de manière à s'assurer de récolter au moins 100 animaux. Utiliser une benne Ekman ou Ponar dans les sédiments fins où la fermeture des mâchoires ne risque pas de poser problème. On peut utiliser une benne Ponar dans la plupart des autres cas. D'autres types d'équipement peuvent être employés au besoin. Consigner dans le registre de terrain quel appareil d'échantillonnage a été utilisé, et en donner les spécifications.

4 Rincer le dispositif d'échantillonnage dans le seau de collecte des échantillons. Rincer puis rejeter tous les gros morceaux de substrat recueillis avec l'échantillon. Relâcher la faune non benthique.

5 Indiquer dans le registre de terrain le nombre d'échantillons instantanés combinés par transect, ainsi que tout autre renseignement devant y figurer.

9.10 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS À L'AIDE DE SUBSTRATS ARTIFICIELS

Survol

On place des substrats artificiels dans le cours d'eau afin qu'ils soient colonisés par les organismes s'y trouvant, puis on les en retire au bout d'un certain temps pour analyser les communautés qui les ont peuplés. Ces types d'échantillonneurs conviennent surtout pour les études amont/aval, ou les études visant à caractériser les changements dans le temps. Ils ne fournissent pas nécessairement un échantillon représentatif de la communauté vivant réellement dans le cours d'eau. Les avantages et les désavantages des substrats artificiels sont énumérés ci-dessous.

Avantages

- Accès à des zones impossibles à échantillonner en raison de la nature du substrat ou de la profondeur
- Variabilité réduite
- Échantillonnage non destructif pour le site de prélèvement
- Adaptabilité du plan d'échantillonnage

Désavantages

- Vitesse de colonisation variant d'un site à l'autre
- Divergence possible entre les espèces recueillies à l'aide de l'échantillonneur et les espèces dans le lit du cours d'eau
- Longs délais d'incubation ou d'exposition (6 à 10 semaines),
- Vulnérabilité des échantillonneurs aux actes de vandalisme.

Le substrat artificiel le plus souvent utilisé comme échantillonneur est le « panier à barbecue », c'est-à-dire un panier (il en existe différentes versions dans les quincailleries) que l'on remplit de gravier (diamètre de 2,5 à 7,5 cm), puis que l'on place au fond du cours d'eau. Le substrat est peu à peu colonisé. On le retire au terme d'une période de temps établie au départ.

Sources

British Columbia MWLAP (2003)

Points de sécurité

Le formaldéhyde, qui est utilisé comme agent de conservation, est considéré comme une substance cancérigène potentielle. S'assurer de l'utiliser avec extrême prudence et de lire les fiches signalétiques.

En un coup d'œil

attention de ne pas déloger les organismes

1 Placer le panier d'échantillonnage dans le cours d'eau, et l'y ancrer si nécessaire. Laisser en place pendant un certain temps de manière à permettre sa colonisation.

2 Lorsque l'on sort les échantillonneurs du cours d'eau, il faut prendre soin de ne pas déloger les organismes qui s'y trouvent. Pour éviter cela, l'une des techniques courantes est de placer délicatement le panier dans un sac de plastique sous l'eau avant de remonter le tout à la surface.

3 Noter l'heure, toutes les données décrivant le site, par

exemple le débit, la température et le pH (voir le chapitre sur l'échantillonnage des eaux douces et des effluents), et les éléments relatifs à l'apparence et à l'état du panier échantillonneur dans le **registre de terrain**.

4 Au laboratoire, retirer les animaux de l'échantillonneur en lavant soigneusement chaque roche au-dessus d'un tamis. Transférer les organismes dans des bouteilles d'échantillons préalablement étiquetées. Ajouter de l'éthanol à 70 % à des fins de conservation, puis placer dans une glacière. On peut effectuer une fixation initiale à l'aide de formaldéhyde à 10 %, avant de transférer dans l'éthanol pour l'entreposage à long terme.

Autres sources

Environment Canada (2007); Alberta Environment (2003a); Ontario Ministry of the Environment (2005); Environment Canada (1999); RESE (non daté, c)

9.11 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS EN MILIEU HUMIDE

Survol

La technique d'échantillonnage instantané permet d'obtenir un échantillon composite comparable à un échantillon obtenu suivant la méthode botte-filet pour chaque transect de fosse et de seuil réalisé dans la section d'échantillonnage (figure 19). La technique d'échantillonnage instantané est habituellement employée dans les cours d'eau à faible courant, profonds, et non franchissables à gué. Voir le protocole dans le manuel pour l'échantillonnage de sédiments meubles.

Sources

Ontario Ministry of the Environment (2005)

Points de sécurité

Le formaldéhyde, qui est utilisé comme agent de conservation, est considéré comme une substance cancérigène potentielle. S'assurer de l'utiliser avec extrême prudence et de lire les fiches signalétiques.

En un coup d'œil

*transférer
souvent le
contenu du
filet*

Technique botte-filet mobile

1 Diviser en transects une section d'échantillonnage en milieu humide.

2 Utiliser un filet (à mailles de 500 µm habituellement) et se déplacer le long des transects franchissables à gué, en bottant vigoureusement le substrat pour en déloger le benthos et les matières se trouvant au fond du cours d'eau. Décrire avec le filet un mouvement de va-et-vient dans la colonne d'eau afin d'attraper les matières mises en suspension. Transférer souvent le contenu du filet dans un seau afin d'éviter l'engorgement du filet.

3 Continuer d'échantillonner les transects pendant 10 minutes ou jusqu'à ce que 100 animaux aient été recueillis. Il faut au moins échantillonner un transect complet sur toute la longueur du segment de milieu humide.

Indiquer dans le registre de terrain la durée de l'échantillonnage, la distance parcourue ainsi que tout autre renseignement devant y figurer.

4 Rincer soigneusement le filet au-dessus d'un seau pour y transférer le contenu.

5 Répéter les étapes 2 à 4 pour chaque réplikat.

*enfoncer le
filet trois
fois ou plus
par réplikat*

Enfonçage-balayage

1 Choisir des emplacements pour l'échantillonnage par enfonçage-balayage dans un segment de milieu humide donné.

2 Enfoncer une puisette en D (à mailles de 500 µm habituellement) dans le substrat, jusqu'à une profondeur de 5 cm, et effectuer un mouvement de balayage vers l'avant pour que le filet se remplisse des matières remuées.

Combiner au moins trois échantillons prélevés par enfonçage-balayage pour chaque répliat, ceci pour s'assurer de recueillir au moins 100 animaux.

3 Indiquer dans le registre de terrain le nombre d'échantillons obtenus par enfonçage-balayage combinés pour chaque répliat, ainsi que tout autre renseignement devant y figurer.

4 Rincer soigneusement le filet au-dessus d'un seau pour y transférer le contenu.

5 Répéter les étapes 2 à 4 pour chaque répliat.

*imprimer un
mouvement
de bascule*

Carottage

1 Consigner les spécifications du carottier dans le registre de terrain.

2 Sonder d'abord le terrain avec un fil d'acier de faible diamètre pour s'assurer qu'il n'y a pas de grosses roches ou d'autres éléments qui entraveraient le carottage. Lubrifier l'extérieur du carottier avec un aérosol de cuisson. Enfoncer le carottier en lui imprimant un mouvement de torsion, de manière à le faire pénétrer d'environ 10 cm dans le substrat. Retirer le carottier du sol en lui imprimant un mouvement de bascule jusqu'à ce que l'extrémité inférieure se libère. Soulever délicatement le carottier en enveloppant l'extrémité inférieure d'une main pour empêcher l'échantillon de tomber. Combiner au moins trois carottes par répliat pour s'assurer de recueillir au moins 100 animaux. Prélever davantage d'échantillons s'il semble que moins de 100 animaux aient été prélevés.

3 Rincer le carottier au-dessus d'un seau.

4 Poursuivre l'échantillonnage jusqu'à l'obtention de trois réplats.

5 Indiquer dans le registre de terrain le nombre de carottes combinées pour chaque répliat, les spécifications du carottier, ainsi que tout autre renseignement devant y figurer.

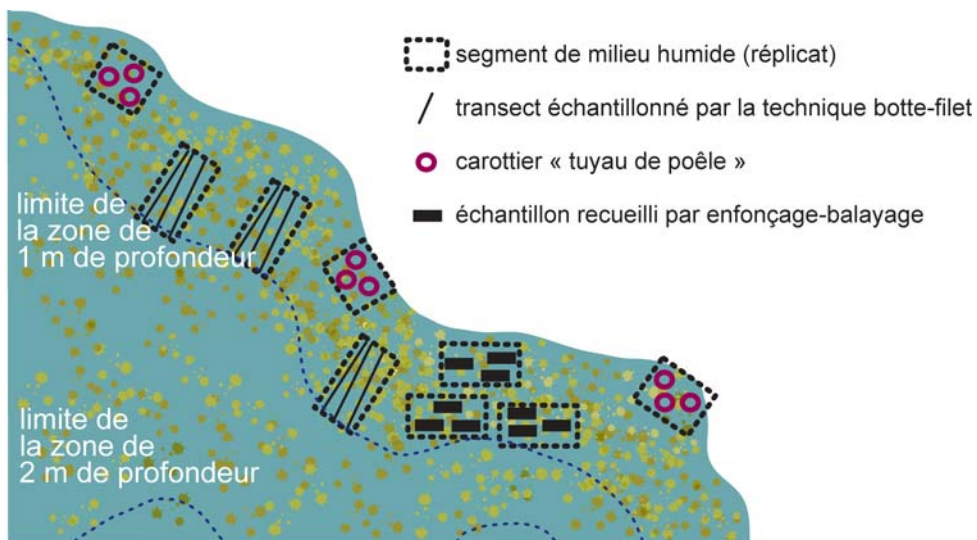


Figure 19. Méthodes de prélèvement de benthos en milieu humide (source : Ontario Ministry of the Environment, 2005))

9.12 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONAGE D'INVERTÉBRÉS DANS DES SÉDIMENTS MEUBLES

Survol

L'échantillonnage d'invertébrés benthiques en eau libre désigne la collecte d'invertébrés vivant dans les couches supérieures des sédiments et à la surface de ceux-ci. En général, on trouve dans les échantillons des macroinvertébrés ainsi que certains représentants de la méiofaune, y compris des insectes aux premiers stades larvaires. On entend par « méiofaune » les animaux microscopiques qui passent à travers un tamis dont les mailles font 500 µm, mais qui sont retenus par un tamis à mailles de 64 µm. La taille des mailles du tamis utilisé pour recueillir ou traiter un échantillon d'invertébrés détermine la composition en invertébrés benthiques de celui-ci. Dans certaines zones de sédimentation des cours d'eau ainsi que des lacs et des réservoirs, le moyen idéal pour prélever des échantillons est d'utiliser des bennes Ponar ou Ekman. Les bennes Ponar sont les dispositifs les plus efficaces pour échantillonner des sédiments durs, tandis que les bennes Ekman sont particulièrement indiquées dans les sédiments meubles. Habituellement, les programmes d'échantillonnage des organismes benthiques en eau libre sont exécutés au début du printemps ou à la fin de l'automne, moment où les communautés benthiques sont le plus stables. Il importe également de prélever les échantillons au même moment d'une année à l'autre.

Sources

Alberta Environment (2006a); Ontario Ministry of the Environment (2005); Environment Canada (1999)

Points de sécurité

Le formaldéhyde, qui est utilisé comme agent de conservation, est considéré comme une substance cancérigène potentielle. S'assurer de l'utiliser avec extrême prudence et de lire les fiches signalétiques.

En un coup d'œil

information à noter

ne pas laisser l'échantillonneur tomber « en

1 Étiqueter les contenants des échantillons pour y indiquer le site de prélèvement, le type d'échantillon, la méthode d'échantillonnage, le nom de la personne ayant prélevé l'échantillon et la date du prélèvement.

2 Noter les renseignements suivants sur le site dans le registre de terrain : lieu visé et lieu réel de l'échantillonnage (coordonnées GPS), date et heure du prélèvement, profondeur de l'eau (m), conditions météorologiques, profondeur de pénétration pour le prélèvement de l'échantillon instantané, profondeur sous-échantillonnée, personnel responsable de l'échantillonnage, tout écart par rapport à la procédure d'échantillonnage sur le terrain (PET), croissance de macrophytes.

3 Vérifier que les mâchoires de la benne ouvrent et ferment correctement.

chute libre »

*critères
permettant
de qualifier
un
échantillon
d'accepta-
ble*

*tamissage
sur place*

4 Verrouiller les mâchoires en position ouverte et laisser descendre doucement vers le fond du lac. Ne pas laisser l'échantillonneur tomber « en chute libre ». L'échantillonneur devrait toucher le substrat ou se trouver juste au-dessus de celui-ci.

5 Envoyer le messenger (le cas échéant); ensuite, remonter d'abord lentement, puis rapidement la benne jusqu'à la surface.

6 L'échantillon est jugé acceptable si l'on a atteint la profondeur de pénétration souhaitée et si l'échantillonneur s'est complètement fermé; de plus, ce dernier ne doit pas avoir pénétré à angle, ou avoir été incliné lors de la remontée. Si ces critères ne sont pas remplis, il faut reprendre un échantillon à proximité du lieu de prélèvement original. L'échantillon rejeté doit être éliminé de manière à ce que cela n'ait pas d'incidence sur les procédures d'échantillonnage subséquentes.

7 Placer un contenant ou un seau sous l'échantillonneur lorsque celui-ci émerge à la surface de l'eau.

8 Ouvrir la benne au-dessus d'un tamis à mailles de 250 ou 210 µm. Si les matières composant le substrat sont plutôt fines, rincer doucement l'échantillon à l'aide du tamis afin de libérer les sédiments fins, et transférer les matières retenues sur le tamis dans un bocal de plastique de 1 L. Utiliser plus d'un bocal si la taille de l'échantillon l'exige.

9 S'il y a beaucoup de matières à grain grossier ou de débris organiques dans le substrat, le tamissage sur place peut se révéler impossible. Dans un tel cas, il convient de placer les échantillons dans un sac doublé d'un autre sac, de les étiqueter, de les conserver au frais puis de les transporter au laboratoire en vue de leur tamissage (par exemple, à l'aide d'eau sous pression). S'il est possible de garder les échantillons au frais et de les traiter au laboratoire dans les quelques jours suivant leur prélèvement, on peut attendre, pour leur ajouter un agent de conservation, qu'ils aient été tamisés; sinon, les échantillons doivent être traités à des fins de conservation dès leur prélèvement.

10 Ajouter une solution tamponnée de formaldéhyde à l'échantillon (ou aux échantillons) de manière à obtenir une concentration finale de 10 % de formaldéhyde. Si l'échantillon renferme une grande quantité de matières organiques, d'algues et d'invertébrés, ajouter une quantité de solution tamponnée de formaldéhyde équivalant à 1/5 du volume de l'échantillon.

11 Placer une étiquette imperméable identifiant l'échantillon à l'intérieur de chaque bocal (en plus de l'étiquette placée sur le bocal), puis fermer soigneusement le couvercle du contenant. Agiter le bocal (ou les bocaux) pour répartir le formaldéhyde uniformément dans l'échantillon.

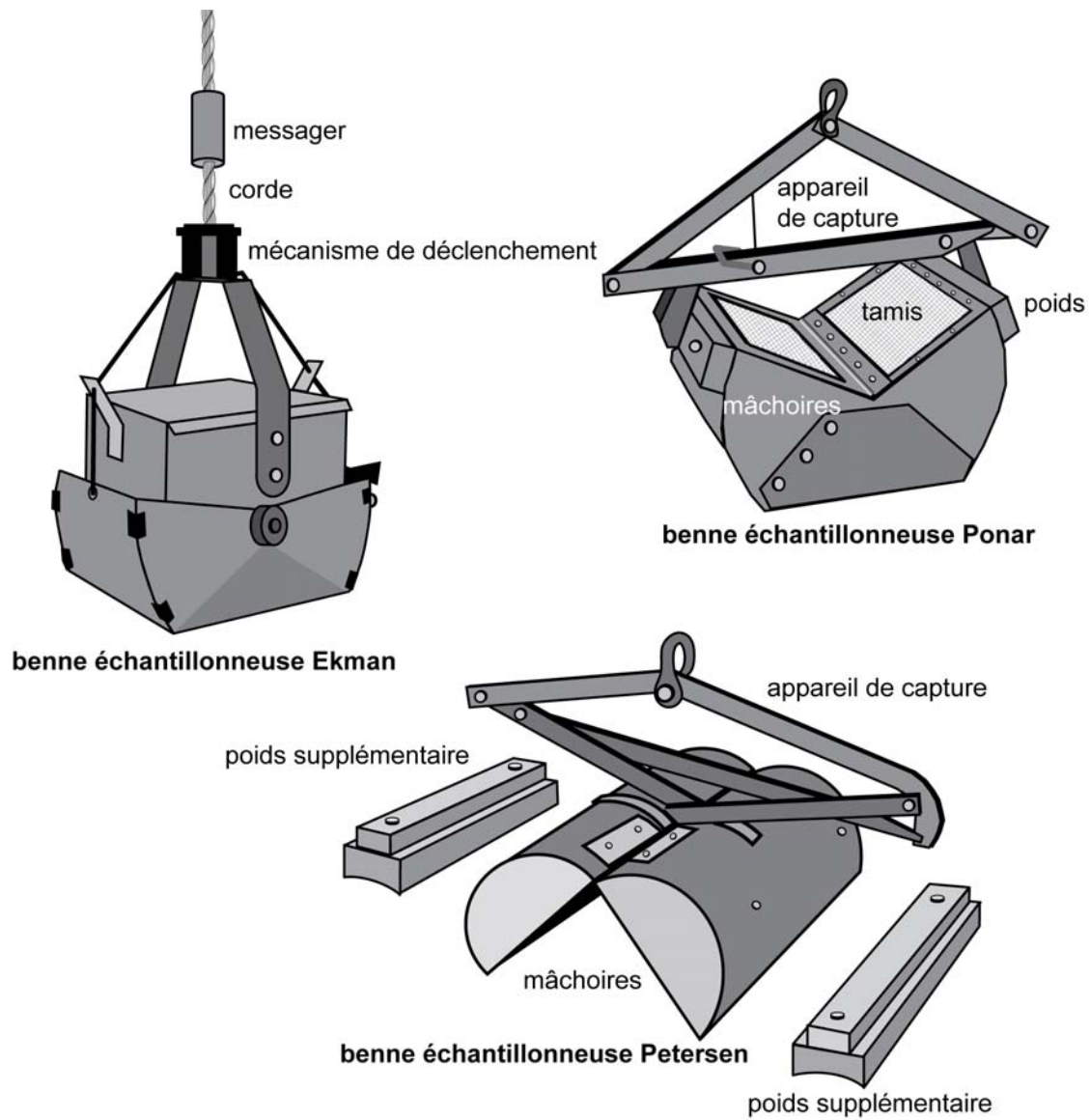
12 Rincer la benne et le tamis dans l'eau du lac afin de retirer tout résidu de sédiments, d'invertébrés ou de matières végétales

qui pourraient y rester.

13 On peut prendre des photos du site si cela en facilite la caractérisation (par exemple, sites à proximité des berges, ou sites comportant des communautés de végétaux aquatiques). En outre, il faut recueillir des données permettant de décrire l'habitat benthique dans le site concerné.

Autres sources

B.C. WLAP (2003); RESE (non daté, c); Environment Canada (non daté, b)



Échantillonneurs employés dans les sédiments meubles (source : British Columbia WLAP, (2003))
 FIGURE 20

9.13 PROTOCOLE POUR LE TRAITEMENT DES ÉCHANTILLONS D'INVERTÉBRÉS

Survol

Les échantillons devraient être tamisés dans le filet sur le terrain. À ce moment, les roches, le bois, les feuilles et tout autre élément de grande taille se trouvant dans l'échantillon peuvent être rejetés (une fois que l'on a récupéré le benthos qui pouvait y être accroché). Vérifier également si des espèces non benthiques ont été capturées (par exemple, des poissons) et, dans l'affirmative, relâcher ces animaux. Si les échantillons doivent être vivants, il faut les garder au frais et les traiter dans les 48 heures suivant leur prélèvement. Pour le transport au laboratoire, laisser décanter le contenu du seau dans un bocal en plastique à large goulot pour éviter tout renversement lors du transport et pour économiser de l'espace dans les réfrigérateurs (élément à ne pas négliger quand on prélève des échantillons vivants). Placer une étiquette sur les échantillons et y indiquer le nom et/ou le code du lac, du cours d'eau ou du milieu humide, la date et le numéro de l'échantillon. Insérer les étiquettes dans le conteneur d'échantillons au cas où les étiquettes se décolleraient des contenants; on peut se servir d'un stylo et de papier ordinaires à cette fin.

On peut utiliser une solution tamponnée de formaldéhyde à 10 % (un bon fixateur) pour conserver les échantillons, mais il est impératif de respecter les consignes de sécurité relatives à ce produit. On peut aussi employer de l'alcool (éthanol, méthanol, isopropanol) pour conserver les échantillons. Si l'on se sert de formaldéhyde tamponné pour la fixation initiale, remplacer ce liquide par un alcool au bout de quelques jours, cela pour empêcher la dissolution des corps durs (coquilles des bivalves fousseurs et des gastéropodes, par exemple). Si l'on veut employer de l'alcool comme agent de conservation sur le terrain, une bonne manière de procéder consiste d'abord à tamiser l'échantillon pour en retirer l'eau en grande partie, puis à transférer l'échantillon dans un contenant approprié, dans lequel on ajoutera ensuite une généreuse quantité d'alcool.

Sources

Ontario Ministry of the Environment (2005)

En un coup d'œil

*retirer les
particules
fines*

Tamisage de l'échantillon

1 Retirer les particules fines et l'agent de conservation de l'échantillon avant de recueillir le benthos. Les particules fines rendent l'eau trouble dans les plateaux de tri, ce qui complique beaucoup le repérage des animaux.

2 Transférer l'échantillon sur un tamis à mailles de 500 µm (une puisette en D à maille de 500 µm peut être employée en

guise de tamis) et bien rincer avec de l'eau pour enlever l'agent de conservation (si on en a employé) et les fines particules en suspension.

3 Rincer soigneusement et écarter les éléments de grande taille comme les morceaux de bois, les roches et les feuilles.

4 Le produit du rinçage des échantillons traités à des fins de conservation sera suffisamment dilué, et son volume sera assez faible pour que l'on puisse le rejeter directement dans un système de fosse septique ou un réseau d'égouts municipal. Lorsque l'on élimine un agent de conservation des échantillons dans un système de fosse septique, les rejets de solutions de formaldéhyde à 10 % ne doivent pas dépasser 10 L par jour.

Préparation de sous-échantillons de benthos

1 Le sous-échantillonnage est une méthode consistant à prélever des portions d'un échantillon, pour faciliter la séparation des invertébrés et des débris, et pour obtenir le nombre désiré d'organismes.

Méthode du seau

1 Transférer par rinçage le contenu du tamis dans un contenant de grande taille (un seau fait parfaitement l'affaire). Imprimer un mouvement de rotation au contenu du seau de manière à obtenir une distribution aléatoire de la composition de l'échantillon, puis prélever au hasard une petite quantité de l'échantillon (employer pour cela une cuillère, une louche ou un instrument similaire).

*échantillons
vivants*

Méthode de la boîte de Marchant

1 Transférer par rinçage l'échantillon du tamis à la boîte de Marchant, et remplir d'eau jusqu'à ce que le niveau de celle-ci atteigne presque le haut des parois des compartiments. La profondeur de l'eau est importante. Dans le cas d'échantillons vivants, si le haut des parois est submergé, cela permet aux animaux de nager d'un compartiment à l'autre après que le contenu en ait été randomisé. Au contraire, si on utilise moins d'eau que la quantité prescrite ici, il deviendra difficile de distribuer l'échantillon dans les 100 compartiments.

2 Fermer et verrouiller le couvercle. Renverser la boîte et l'agiter doucement en la faisant basculer alternativement à gauche et à droite. Remettre d'un mouvement rapide la boîte à l'endroit, et placer celle-ci sur une surface de niveau, puis laisser le contenu se déposer dans les différents compartiments. En numérotant de manière aléatoires les 10 colonnes et les 10 rangées, choisir le contenu d'un compartiment ou plus, et le transférer dans un récipient adéquat ou une boîte de Pétri à l'aide d'une pipette (ou d'une poire), d'une pompe à vide, d'un aspirateur, d'une fiole à vide, ou d'un instrument similaire.

*au moins
100
animaux*

3 La méthode d'extraction du contenu des compartiments employée pour l'échantillonnage suivant la procédure de Marchant a une forte incidence sur le temps de traitement des échantillons. Prendre en considération le coût d'instruments plus perfectionnés, comme des aspirateurs, des pompes, des fioles à vide et des membranes tubulaires, par rapport au gain en efficacité que permet leur emploi. La combinaison d'un aspirateur et d'une fiole à vide pourrait présenter le meilleur rapport entre le coût et l'efficacité d'extraction.

Prélèvement, identification, dénombrement et conservation du benthos

*dans le cas
d'échantil-
lons vivants,
la vitesse de
traitement
compte*

1 Il faut prélever successivement des sous-échantillons jusqu'à ce que l'on compte au moins 100 animaux par échantillon. En fixant ce nombre d'animaux, on obtient une estimation fiable de l'abondance relative, et on rend le traitement des échantillons relativement rapide (en comparaison de la durée qu'il faudrait pour un dénombrement complet). Les échantillons de faible densité (renfermant moins de 100 animaux) devraient être traités dans leur entier. Si on obtient moins de 80 animaux, il faut recommencer le prélèvement.

2 Pour être pris en compte, les spécimens doivent posséder suffisamment de parties intactes pour permettre leur identification au niveau taxonomique prescrit, et notamment avoir leur tête (afin d'éviter de compter comme deux animaux la tête et le corps d'un même individu). On ne compte ni les exuvies larvaires, ni les coquilles vides (par ex. des gastéropodes et des bivalves fouisseurs), ni les fourreaux vides (par ex. des phryganes).

3 Pour identifier, compter et mettre en conservation le benthos au fil du traitement de l'échantillon, transférer un sous-échantillon dans un contenant permettant le tri, par exemple une boîte de Pétri ou un plateau blanc. Pour faciliter le tri, ajouter de l'eau dans le plateau. Trier l'échantillon pour en retirer tout le benthos. Identifier et compter les animaux au fur et à mesure qu'on les retire de l'échantillon. Cependant, quand on trie des échantillons vivants, il faut faire vite; dans ce cas, identifier plutôt les animaux après avoir trié tous les échantillons. Les spécimens difficiles à identifier sans observation minutieuse doivent être mis de côté et identifiés après les autres. L'identification minimale doit être constituée de 27 taxons de niveaux variés contenant embranchements, classes, ordres et familles.

4 Placer les animaux dans un récipient étiqueté et les recouvrir d'un alcool de conservation après les avoir identifiés et comptés. On emploie habituellement des bocaux de verre fermés hermétiquement. Les animaux impossibles à identifier doivent

être archivés avec le reste de l'échantillon; il faut enregistrer leur présence sur la fiche de recensement (sous « inconnu »), mais ces animaux n'entrent pas dans le compte des 100 spécimens formant le sous-échantillon.

5 Continuer de trier le sous-échantillon jusqu'à ce que tout le benthos en ait été retiré (c'est-à-dire jusqu'à ce qu'on cherche des spécimens pendant une période de temps raisonnablement longue, sans parvenir à en trouver).

6 Continuer à trier et à identifier des animaux jusqu'à ce qu'au moins 100 invertébrés aient été recensés. Le sous-échantillon qui contient le 100^e animal doit être trié au complet afin de permettre une estimation exacte de l'abondance.

9.14 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE D'INVERTÉBRÉS EN VUE DE L'ANALYSE DE LEURS TISSUS

Survol

L'échantillonnage d'invertébrés benthiques en vue de l'analyse des contaminants dans leurs tissus est utile parce qu'il fournit une indication de l'exposition du biote aux contaminants présents dans les sédiments ou l'eau ainsi que de la biodisponibilité de ces contaminants. L'échantillonnage des contaminants dans les invertébrés benthiques fournit une estimation de la contamination des écosystèmes aquatiques. Il est cependant à noter que ces analyses ne permettent pas de déterminer si le contaminant décelé a un effet néfaste sur l'organisme; elles donnent simplement une mesure de l'exposition. De manière plus précise, la caractérisation de la bioaccumulation d'un contaminant dans les invertébrés benthiques montrera la présence et la concentration du contaminant dans les organismes entiers, ou encore dans des organes ou des tissus en particulier, selon les objectifs et la logistique de l'étude.

Sources

Alberta Environment (2006a)

En un coup d'œil

rincer les invertébrés

- 1** Une personne doit tenir le tamis ou le filet dans le courant, pendant que l'autre remue le substrat en amont avec ses pieds ou avec ses mains.
- 2** Rapporter les filets ou les tamis sur la rive. Placer le contenu des filets dans plusieurs bacs afin de faciliter le tri des invertébrés. Les tamis permettent un examen direct de leur contenu.
- 3** Sélectionner les invertébrés cibles pour l'analyse des tissus. Les espèces cibles varient selon les objectifs et le protocole de l'étude.
- 4** On peut placer les invertébrés appartenant à divers groupes taxonomiques (ordre, famille ou genre) ensemble dans un même contenant, ou alors dans des contenants distincts, cela à l'aide de pinces. Rincer les invertébrés avec de l'eau du cours d'eau (d'abord filtrée à l'aide du tamis d'échantillonnage) avant de les placer dans les contenants à échantillon afin de les débarrasser des débris ou des sédiments qui pourraient être collés à eux.
- 5** Placer une étiquette sur les contenants à échantillon et y indiquer le nom du site, la date, le groupe taxonomique ainsi que l'analyse requise.
- 6** Les échantillons doivent être entreposés immédiatement sur glace sèche et surgelés à -70 °C dans les 24 heures.
- 7** Il faut prendre des notes permettant de décrire adéquatement les conditions du site, le substrat, les variables physiques (température, oxygène dissous, conductivité), et consigner la latitude et la longitude du site.

8 Le protocole peut varier pour, par exemple, inclure des procédures d'évacuation intestinale ainsi que des procédures visant à éliminer les contaminants adsorbés à la surface des invertébrés échantillonnés. Ce sont les objectifs de l'étude qui déterminent si ces protocoles s'appliquent ou non.

9.15 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DES BIVALVES ET AUTRES MOLLUSQUES

Survol

Des études détaillées sont réalisées lorsque l'on veut déterminer la qualité d'un secteur coquillier. Les révisions annuelles sont de moindre portée; elles sont menées dans le but de vérifier la classification d'une zone, et de déterminer si les conditions sanitaires n'y ont pas changé, et donc si le classement est toujours valide. Les réévaluations permettent d'actualiser la classification d'un secteur qui requiert une évaluation approfondie des éléments pris en compte dans l'étude de classification initiale. La complexité et la portée de la réévaluation varient selon le secteur.

Sources

Agence canadienne d'inspection des aliments, Environnement Canada et Pêches et Océans Canada (2008)

En un coup d'œil

au moins
15 échantil-
lons

Étude de classification initiale

1 Exercer une surveillance bactériologique dans diverses conditions environnementales. Le nombre de stations d'échantillonnage et leur emplacement doivent être choisis de manière à permettre d'obtenir les données nécessaires pour évaluer efficacement toutes les sources de pollution ponctuelles et diffuses.

2 Il faut prélever au moins 15 échantillons à chaque station. Dans les secteurs coquilliers éloignés, ce critère peut être modifié si les conditions sanitaires dans le secteur le justifient.

3 Dans certaines circonstances, on peut avoir recours à une autre stratégie d'échantillonnage, c'est-à-dire l'échantillonnage aléatoire systématique. Toutes les exigences relatives à l'échantillonnage (étalons, fréquence d'échantillonnage et l'analyse des données) sont précisées dans le *National Shellfish Sanitation Program Guide for the Control of Molluscan Shellfish* (2003).

Révision annuelle

1 Examiner les registres pour évaluer les changements survenus en ce qui concerne les sources de pollution préexistantes et les nouvelles sources.

2 Contrôler les conditions sanitaires du littoral et/ou, s'il y a lieu, effectuer des prélèvements à des fins de surveillance bactériologique à des stations représentatives.

Réévaluation

1 Exercer une surveillance bactériologique dans diverses conditions environnementales. Le nombre de stations d'échantillonnage et leur emplacement doivent être choisis de manière à permettre d'obtenir les données nécessaires pour évaluer

efficacement toutes les sources de pollution ponctuelles et diffuses.

2 Prélever au moins 5 échantillons à chaque station.

3 Analyser au moins 15 échantillons provenant de chaque station représentative et entreprendre tous les travaux de terrain jugés nécessaires pour classifier correctement le secteur.

10.0 PROTOCOLE POUR LES ESSAIS BIOLOGIQUES

10.1 PROTOCOLE POUR LES ESSAIS BIOLOGIQUES *IN SITU* SUR ŒUFS DE SALMONIDÉS

Survol

Pendant leur développement, les embryons connaissent des phases d'extrême sensibilité, et c'est au cours de ces périodes que leur vulnérabilité aux produits toxiques allogènes atteint son maximum. Les embryons de poissons n'échappent pas à cette règle, comme le montrent les nombreuses données provenant de multiples essais sur la toxicité au cours du cycle de vie. La méthode décrite ci-dessous consiste à démarrer les essais biologiques lorsque les œufs de saumons du Pacifique viennent d'atteindre le stade « avec œil » de leur développement (c.-à-d. entre le moment où les yeux deviennent visibles et celui de l'éclosion). À ce stade du développement, il est certain que l'œuf a été fécondé et que les embryons sont suffisamment vigoureux pour être manipulés et transportés. Les stades antérieurs de développement sont extrêmement sensibles aux manipulations et au transport, ce qui peut entraîner un taux de mortalité très élevé.

Sources

British Columbia MWLAP (2003)

En un coup d'œil

*100 œufs
par boîte*

*programme
informati-
que*

1 Remplir les boîtes d'œufs au laboratoire, avant de se rendre sur le terrain; on met 100 œufs par boîte. Utiliser une glacière à boissons pour transporter les boîtes d'œufs jusqu'au site d'essai. Garder les œufs à l'abri de la lumière directe du soleil puisque la durée (période d'exposition) et le développement des œufs varient avec la température.

2 Chez les salmonidés, la vitesse de développement varie en fonction de l'espèce. Le programme informatique « SALMONID INCUBATION PROGRAMME, VERSION 1.3, DFO, PBS NANAIMO, BY J.O.T. JENSEN » est un excellent moyen pour estimer la période d'exposition pour l'étude. L'essai biologique permet de mesurer plusieurs paramètres. Les procédures les plus communes consistent à mettre fin à l'étude après l'éclosion des œufs témoins, ou de poursuivre l'exposition jusqu'à résorption totale du sac vitellin chez les alevins témoins. Dans le deuxième cas, la période d'exposition est plus longue; cependant, l'exposition devrait être maintenue au maximum jusqu'à la résorption du sac vitellin (terme de l'essai biologique).

3 Aménager le site de manière à ce que la cage grillagée, une fois déposée, se trouve légèrement inclinée vers le haut dans le courant, et que la boîte d'œufs, dans la cage, arrive au niveau de l'interface entre le lit du cours d'eau et l'eau. S'assurer que le débit est constant à l'emplacement choisi.

4 Placer la boîte d'œufs au milieu de la cage grillagée et

ajouter du gravier de frayère propre. (Il est plus facile de maintenir la boîte d'œufs en place pendant que l'on verse du gravier dans la cage si l'on porte des gants de plongée en néoprène.)

5 Fermer la cage grillagée et la verrouiller avec du fil de fer ou avec des attaches autobloquantes en nylon une fois que la boîte d'œufs est entièrement recouverte de gravier. Placer au moins 3 boîtes par site.

6 Mesurer les variables de terrain telles que la température, l'oxygène dissous et le pH chaque fois que l'on vérifie l'état des œufs. Consigner les valeurs de débit et les conditions météorologiques. Installer des boîtes témoins dans des conditions (température, profondeur, lumière) aussi similaires que possible à celles dans lesquelles les boîtes d'essai sont placées.

7 À chaque site, choisir la cage à vérifier. Cette cage sera la seule à faire l'objet d'une surveillance hebdomadaire dans le cadre de l'étude. Lorsque l'on examine les œufs, les abriter de la lumière directe du soleil. La vérification doit se faire le plus rapidement possible. Si l'examen prend beaucoup de temps (10 minutes ou plus), garder les œufs humides.

8 Enregistrer les cas de mortalité et consigner toute autre observation pertinente dans le registre de terrain.

10.2 PROTOCOLE POUR LES ESSAIS BIOLOGIQUES *IN SITU* SUR POISSONS EN CAGE

Survol

Dans certaines conditions, il est possible d'utiliser des poissons en cage pour déterminer si des effets délétères se produisent dans des eaux réceptrices. L'utilisation de poissons en cage en eau douce ou salée ne permettra habituellement au chercheur que de mesurer le taux de mortalité. Il faut choisir des espèces de poissons adaptées au milieu visé par l'étude; il peut s'agir de sujets indigènes ou de sujets d'élevage. Il existe diverses espèces de salmonidés; cependant, l'âge et la taille des sujets qu'on peut se procurer dépendent souvent de la saison et de l'espèce. Certains établissements privés de pisciculture peuvent fournir des sujets.

Sources

British Columbia MWLAP (2003)

En un coup d'œil

éviter la lumière directe du soleil

éviter le surpeuplement

1 Transporter les poissons dans des contenants propres et désinfectés (par exemple, Wescodyn ou Rocol) que l'on peut sceller. Prévoir un dispositif d'alimentation en air sous pression portatif ou une bouteille d'oxygène lorsque la distance à parcourir est grande. La température est également un facteur important qu'il faut surveiller pendant les déplacements en été.

2 Tenir au frais grâce à des blocs de glace faits à partir d'eau sans chlore. Le fournisseur doit soumettre une déclaration précisant l'origine des sujets et énumérant tous les traitements contre la maladie que ces poissons ont subis.

3 S'assurer que la cage possède ce qu'il faut pour permettre la survie des poissons pendant la durée de l'exposition, que les poissons ne pourront s'en échapper, et qu'elle permet une circulation adéquate de l'eau.

4 Positionner et ancrer adéquatement les cages avant d'y placer les poissons. L'emplacement choisi pour les témoins doit être semblable à celui des sujets d'essai en termes de débit, de géographie, de profondeur, etc. Dans les cours d'eau à débit rapide, il est préférable de choisir un secteur à contre-courant ou un bassin latéral pour placer les poissons, de manière à ce que ceux-ci ne soient pas forcés de nager sans relâche pour résister au courant. Essayer de placer les cages à l'abri de la lumière directe du soleil. Il convient d'utiliser des flotteurs aux couleurs vives pour éviter tout danger de navigation aux plaisanciers.

5 Utiliser un seau fermé pour transporter les poissons jusqu'à l'emplacement de la cage, cela pour éviter d'en perdre. Ne pas mettre trop de poissons dans le seau. Le nombre de poissons à mettre dans chaque cage dépend de la taille et de la masse des sujets. Compter les poissons puis les transférer avec précaution

dans la cage. Si la différence de température entre l'eau sur le site d'essai et l'eau de transport est supérieure à 3 degrés, ajouter peu à peu de l'eau d'amont afin de permettre l'acclimatation des sujets sur une période d'une heure.

6 Sacrifier un nombre représentatif de sujets provenant de la population d'essai générale, afin d'en déterminer la longueur et le poids. On peut aussi envisager des comparaisons histologiques, surtout à partir de la structure des branchies.

7 Noter les variables de terrain telles que l'oxygène dissous, le pH, la conductivité, la salinité et la température; si possible, estimer également le débit.

8 Établir l'horaire suivant lequel les poissons seront nourris si l'essai dure plus de quatre jours. Utiliser des poissons d'un an pour les études sur l'exposition à long terme.

11.0 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE MACROPHYTES

11.1 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE MACROPHYTES DANS LES LACS

Survol

Ces méthodes amalgament des éléments tirés de divers protocoles. Le prélèvement d'échantillons de macrophytes sert à répertorier les espèces (présence/absence), à identifier les espèces envahissantes, ainsi qu'à réaliser des études sur la biodiversité, des évaluations de la santé des écosystèmes aquatiques et des évaluations de la productivité primaire, ainsi qu'à caractériser les effets des modifications de l'environnement ou des facteurs de stress liés à l'activité humaine. Les études de terrain peuvent être de nature qualitative ou quantitative; on choisit habituellement la méthodologie appropriée en fonction des objectifs propres au projet poursuivi. En général, on prélève des plantes entières à des fins taxonomiques. Certaines espèces ne peuvent être identifiées en l'absence de leurs fruits ou de leurs fleurs à maturité. Les végétaux de petite taille comme les lentilles d'eau ne donnent pas des spécimens convenables une fois séchés et pressés. Dans ce cas, il est indiqué d'utiliser de petites éprouvettes à bouchon vissable pour la collecte et la conservation des échantillons.

Les protocoles d'échantillonnage s'appliquent dans le cadre des études sur les milieux humides, les étangs, les lacs, les réservoirs et les grands cours d'eau. Il faut également tenir compte du type de plan d'eau (lotique ou lentique; taille du cours d'eau ou de la zone étudiée; étendue du littoral; profondeur) ainsi que de la nature des communautés de plantes aquatiques à échantillonner (voir le tableau 5).

OBJECTIF	MÉTHODES	DESCRIPTION
Reconnaissance	Inventaire de surface	Qualitatif
Inventaire des espèces/biodiversité	Inventaire de surface	Qualitatif
	Points d'intersection	Qualitatif/ Semi Quantitatif
Biomasse/ productivité/biosurveillance	Droites d'intersection	Qualitative/ Semi Quantitatif
	Transect avec quadrat	Quantitatif

Tableau 5. Sommaire des méthodes d'échantillonnage des macrophytes en fonction des objectifs de l'étude

L'équipe de terrain devrait connaître les espèces de macrophytes de la région et savoir utiliser les clés d'identification des végétaux. Les plantes sont classées en trois grandes catégories:

- *plantes submergées* – la plante entière est submergée (photo 20);
- *plantes à feuilles flottantes* – certaines parties de la plante sont submergées et les feuilles flottent à la surface (photo 21);
- *plantes émergées* – la plante possède des parties dressées (tiges et feuilles) hors de l'eau (photo 22).

Toutes les plantes vasculaires enracinées doivent être prises en compte dans les trois catégories. Les macroalgues (*Chara* sp. et *Nitella* sp.) ressemblent aux macrophytes vasculaires en termes de taille, de forme et de fonction, et doivent être traitées de la même manière que ces derniers. La présence d'algues filamenteuses, de mousses aquatiques et de plantes vasculaires flottant librement (par ex., *Lemna* sp.) doit être signalée, mais le protocole expérimental détermine s'il faut les quantifier ou non. Identifier les végétaux sur le terrain autant que possible; toutefois, il faut savoir comment préparer et conserver les macrophytes en vue de leur identification au bureau ou de leur envoi à un spécialiste de la taxonomie des végétaux. Certains protocoles expérimentaux peuvent également exiger la conservation de collections de référence. Être attentif aux espèces envahissantes ou exotiques (qu'il faut bien connaître), ainsi qu'aux espèces rares ou en péril (qu'il faut tout aussi bien connaître).

Mener les études au plus fort de la période de végétation (c.-à-d. du milieu de l'été au début de l'automne), bien que les inventaires de surface et autres études de reconnaissance puissent être effectués hors de cette fenêtre temporelle (si la croissance des plantes est suffisante pour permettre la caractérisation de l'étendue de la couverture végétale et l'identification des espèces). Bien des macrophytes sont difficiles à identifier en l'absence de leurs fleurs ou de leurs graines.

Sources

British Columbia MWLAP (2003); Alberta Environment (2006a); Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec (2007)



Photo 20. Exemple de macrophytes submergés (source : Richard Carignan, Université de Montréal)



Photo 21. Exemple de macrophytes à feuilles flottantes (source : Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec, 2007)



Photo 22. Exemple de macrophytes émergés (source : Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec, 2007)

11.2 PROTOCOLE POUR L'INVENTAIRE DE SURFACE DES MACROPHYTES

Survol

Les inventaires de surface constituent une méthode qualitative permettant la cueillette de données pour la production de cartes des espèces végétales présentes ou l'établissement de cartes de distribution des communautés végétales. Au terme d'un inventaire de surface, on obtient une carte montrant la distribution des types de couverture végétale, ainsi qu'une liste des espèces se trouvant dans chaque type de couverture végétale et dans le plan d'eau ou la zone étudiée en entier. Dans bien des cas, les inventaires de surface peuvent servir d'études de reconnaissance suffisantes pour décrire les changements globaux ayant touché la structure des communautés ou l'étendue de la couverture végétale au fil du temps. En outre, les inventaires de surface peuvent servir d'études de reconnaissance constituant la première étape vers la tenue d'études plus approfondies sur les macrophytes.

Sources

British Columbia MWLAP (2003); Alberta Environment (2006a); Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec (2007)

En un coup d'œil

définir la zone littorale

1 Procéder à une caractérisation initiale de la zone littorale (dans un plan d'eau, les zones peu profondes, habituellement près de la rive, dans lesquelles la lumière parvient jusqu'au fond de l'eau, ce qui permet la colonisation par des macrophytes enracinés et des algues benthiques). Les plans d'eau de petite taille ou de faible profondeur peuvent constituer une zone littorale dans leur entier alors que, dans les plans d'eau plus grands ou plus profonds, la zone littorale peut n'occuper que les bords ou les hauts-fonds. La profondeur maximale à laquelle les macrophytes peuvent croître est habituellement limitée par la pénétration de la lumière (soit la zone euphotique), mais d'autres facteurs peuvent également entrer en ligne de compte, par exemple la pente et le type de substrat. Dans les cours d'eau, la croissance des macrophytes est souvent limitée par le type de substrat et par la vitesse d'écoulement de l'eau; en outre, la couverture végétale ne se trouve généralement que près des rives.

renseignements à

2 Arpenter les régions littorales près des rives d'un lac ou le long des berges d'un cours d'eau en décrivant, à bord d'une embarcation, un parcours en zig-zag, des eaux peu profondes près des rives vers la limite de la couverture végétale. La distance entre les passages dépend de la visibilité, mais elle devrait être suffisamment petite pour permettre l'évaluation visuelle de la couverture entière. Arpenter de manière distincte les hauts-fonds où l'on trouve une couverture végétale, et ne pas étudier les zones littorales non peuplées de plantes aquatiques.

3 Arpenter les plans d'eau peu profonds dont la zone littorale comportant des plantes aquatiques suivant un quadrillage; la

noter densité du quadrillage dépend du protocole expérimental, de la zone étudiée et des contraintes de temps.

4 Si possible, utiliser un dispositif de repérage GPS afin d'obtenir un enregistrement exact du parcours effectué et de la superficie couverte. Noter dans le registre de terrain toutes les caractéristiques d'importance, comme les limites de la couverture végétale ou les transitions d'un type de communauté végétale à un autre et les points de cheminement en coordonnées UTM du GPS.

5 Consigner la profondeur de l'eau, la transparence d'après le disque de Secchi, la turbidité et l'intensité lumineuse au fond (si on dispose de l'équipement nécessaire) à tous les principaux points de cheminement. Relever régulièrement ces paramètres, accompagnés des coordonnées GPS du lieu de leur mesure, en des points représentatifs de la couverture végétale; en outre, noter la température de l'eau ou son profil à plusieurs sites en eaux peu profondes et en eaux profondes.

6 Identifier le plus possible les plantes présentes dans les couvertures végétales et les inscrire; cependant, pour les inventaires qualitatifs, il suffit de noter la présence des plantes.

7 Dans les eaux peu profondes où la visibilité est adéquate, identifier les plantes par observation à partir de l'embarcation. Dans les eaux plus profondes ou troubles, ou encore aux endroits où une couche végétale occulte les plantes situées à des profondeurs plus grandes, utiliser un instrument d'observation sous-marine, si l'on en a un.

8 Prélever des échantillons de plantes à divers intervalles dans chaque couverture végétale, cela à l'aide d'un râteau d'échantillonnage, en vue d'un examen plus étroit. Identifier les plantes sur place ou les conserver pour vérification ultérieure. Placer les plantes recueillies dans un sac de plastique scellable, avec une étiquette indiquant tous les renseignements pertinents. Indiquer tous les prélèvements d'échantillons dans le registre de terrain, et accompagner ces notes de tous les renseignements utiles et des coordonnées GPS des lieux de prélèvement.

9 Obtenir des données supplémentaires sur les eaux très peu profondes près des rives soit à partir de la berge, soit en marchant dans l'eau.

10 Conserver de manière appropriée, dans un presse-spécimens, les échantillons à archiver ou à inclure dans une collection de référence.

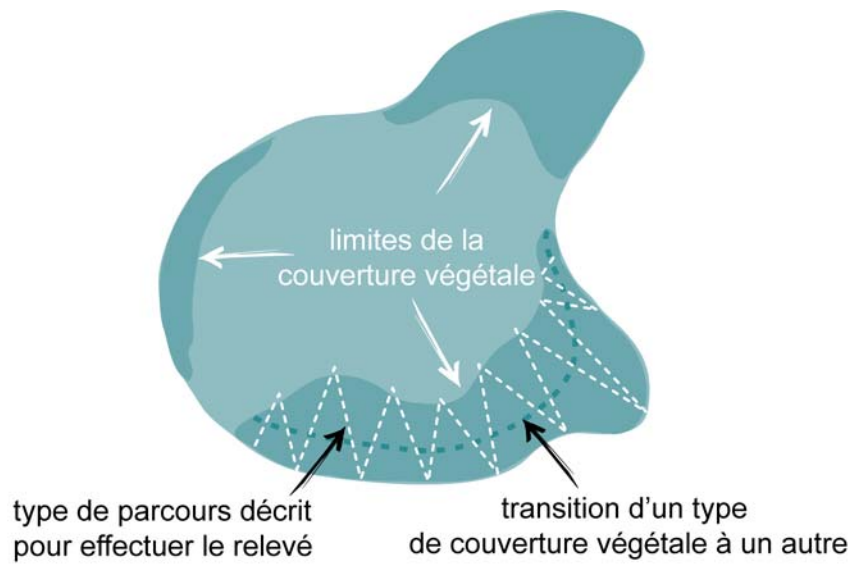


Figure 21. Exemple de parcours pouvant être décrit pour effectuer un inventaire de surface sur un petit lac (Alberta Environment, 2006a).

11.3 PROTOCOLE POUR LE RECENSEMENT DES MACROPHYTES SUIVANT DES POINTS D'INTERSECTION

Survol

Les recensements suivant des points d'intersection consistent à prélever des échantillons de macrophytes en des points équidistants, prédéterminés, suivant un motif de quadrillage. Les données du recensement sont utilisées pour identifier et pour délimiter les communautés de plantes ou les types de couverture. Au terme d'un recensement qualitatif suivant des points d'intersection, on obtient une carte montrant la distribution des types de couverture végétale, ainsi qu'une liste des espèces se trouvant dans chaque type de couverture végétale et dans le plan d'eau ou la zone étudiée en entier. Le recensement peut porter sur le plan d'eau complet, ou sur un secteur défini de celui-ci; dans un cas ou dans l'autre, il faut arpenter une zone d'étude entière sans effectuer de sélection subjective de site sur le terrain. Établir les coordonnées des nœuds de grille (c'est-à-dire les points d'échantillonnage) à la main, à partir de cartes, ou les générer à l'aide d'un logiciel de repérage GPS ou SIG.

Sources

British Columbia MWLAP (2003); Alberta Environment (2006a); Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec (2007)

En un coup d'œil

*conserver
de manière
adéquate*

1 Naviguer jusqu'à chaque point présélectionné suivant un tracé régulier. Aux endroits situés en eau peu profonde, effectuer l'échantillonnage en marchant dans l'eau.

2 Consigner la profondeur de l'eau, la transparence d'après le disque de Secchi, la turbidité et l'intensité lumineuse au fond (si on dispose de l'équipement nécessaire) à tous les sites; en outre, noter la température de l'eau ou son profil à plusieurs sites en eaux peu profondes et profondes dans la zone d'étude.

3 Dresser la liste des espèces présentes à chaque site d'échantillonnage, d'après les observations faites à partir de l'embarcation. Utiliser un instrument d'observation sous-marine et un râteau d'échantillonnage pour recueillir des données complémentaires au besoin.

4 Identifier les plantes sur place ou les conserver en vue de leur identification ultérieure. Placer les plantes recueillies dans un sac de plastique scellable, avec une étiquette indiquant tous les renseignements pertinents. Indiquer tous les prélèvements d'échantillons dans le registre de terrain, et accompagner ces notes du numéro d'échantillon, de tous les renseignements utiles sur le site et des coordonnées GPS des lieux de prélèvement.

5 Conserver de manière appropriée, dans un presse-spécimens, les échantillons à archiver ou à inclure dans une collection de référence.

Obtenir des résultats semi-quantitatifs en modifiant le protocole expérimental et les procédures d'échantillonnage sur le terrain comme suit :

1 Effectuer les prélèvements de la même manière à chaque site d'échantillonnage. À chaque site, passer ou lancer le râteau d'échantillonnage le même nombre de fois et, dans la mesure du possible, échantillonner une superficie équivalente à chaque passage ou lancer.

2 Évaluer et consigner la densité relative des plantes à chaque site. Utiliser des descripteurs tels que « dense », « modérée », « clairsemée » ou « trace » pour qualifier cette densité.

3 Identifier les espèces présentes et estimer la proportion relative de chaque espèce dans chaque échantillon prélevé à l'aide du râteau. Dans le cas des espèces présentes en très faibles quantités ou seulement sous forme de fragments, indiquer « présente » ou « trace ».

11.4 PROTOCOLE POUR LE RECENSEMENT DES MACROPHYTES SUIVANT DES DROITES D'INTERSECTION

Survol

La technique du recensement suivant des droites d'intersection repose sur l'utilisation d'un système de transects qui recoupe de manière représentative tous les types de communautés macrophytiques dans un plan d'eau dans le but d'obtenir une description qualitative de ces communautés. On utilise les données tirées du recensement pour identifier et décrire les communautés végétales ou les types de couverture. On peut procéder à une reconnaissance de la zone d'étude, en se fondant parallèlement sur une série de transects d'étude représentatifs; cela facilite la description qualitative des types de couverture ainsi que la détermination de leurs contours et de leur distribution. Au terme d'un recensement qualitatif suivant des droites d'intersection, on obtient une carte montrant la distribution des types de couverture végétale, ainsi qu'une liste des espèces se trouvant dans chaque type de couverture végétale et dans le plan d'eau ou la zone étudiée en entier. Les transects sont généralement tracés perpendiculairement à la rive. Les recensements suivant des droites d'intersection sont particulièrement efficaces lorsque les plantes sont faciles à voir d'une embarcation, c'est-à-dire lorsqu'elles se trouvent à moins de 1 à 2 m de profondeur.

Si la zone littorale comporte des secteurs plus profonds, le recensement suivant des droites d'intersection peut être effectué par un plongeur avec tuba ou avec bouteille, même si ce type de recensement devient plus difficile dans de telles conditions. Les plongeurs employés doivent être capables d'identifier les macrophytes *in situ*.

Sources

British Columbia MWLAP (2003); Alberta Environment (2006a); Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec (2007)

Points de sécurité

Les plongeurs doivent être certifiés (PADI, NAUI ou l'équivalent) et connaître les principes de sécurité reconnus en plongée, ainsi que toute politique de l'employeur.

En un coup d'œil

- Recensements qualitatifs**
- 1** Effectuer une reconnaissance préliminaire (par exemple, un inventaire de surface) afin de relever tous les secteurs littoraux végétalisés d'un plan d'eau ou d'une zone d'étude et d'en déterminer les contours. Le nombre de transects nécessaires varie d'un site à l'autre et en fonction du protocole expérimental. Un plan d'échantillonnage par strates est habituellement à privilégier.
 - 2** Tracer une ligne de transect marquée à intervalles de 1 m à

*identifier
tous les
secteurs
littoraux
végétalisés*

l'aide de ruban de signalisation fluorescent. Si l'on utilise une couleur de ruban différente tous les 5 m et 10 m, il devient plus facile de suivre la ligne de transect. La ligne de transect devrait être d'une longueur définie (par exemple, 100 m), convenant à la taille du plan d'eau ou des couvertures végétales que l'on est susceptible de trouver; dans le cas des études à transects permanents, la longueur de la ligne peut également correspondre à la distance entre les extrémités d'une zone d'étude.

3 Fixer la ligne de transect aux deux extrémités, en attachant le ruban à un poteau ou à un point d'ancrage.

4 Effectuer le recensement en naviguant le long des lignes de transect et en enregistrant toutes les espèces rencontrées le long du transect. On considère qu'une plante est présente si elle croise le plan vertical délimité par la ligne de transect et le fond du plan d'eau.

*information
à consigner*

5 Dans les eaux très peu profondes, à proximité de la rive, on peut suivre les lignes de transect en marchant dans l'eau. Utiliser un instrument d'observation sous-marine dans les eaux plus profondes ou troubles, ou encore aux endroits où une couche végétale occulte les plantes situées à des profondeurs plus grandes. Utiliser un râteau d'échantillonnage pour prélever des échantillons en vue de leur observation ultérieure ou de leur intégration dans une collection de référence.

6 Noter la profondeur de l'eau à chaque extrémité de la ligne de transect et aux marques placées à intervalles réguliers. Noter également les points de cheminement GPS, la profondeur d'après le disque de Secchi, la turbidité et l'intensité lumineuse au fond (si on dispose de l'équipement nécessaire) à chaque extrémité de la ligne de transect et à certains points le long de la droite (c'est-à-dire aux transitions importantes). En outre, noter la température de l'eau ou son profil à plusieurs sites en eaux peu profondes et profondes.

7 Identifier les plantes sur place ou les conserver pour vérification ultérieure. Placer les plantes recueillies dans un sac de plastique scellable, avec une étiquette indiquant tous les renseignements pertinents. Indiquer tous les prélèvements d'échantillons dans le registre de terrain, et accompagner ces notes de tous les renseignements utiles et des coordonnées GPS des lieux de prélèvement.

8 Conserver de manière appropriée, dans un presse-spécimens, les échantillons à archiver ou à inclure dans une collection de référence.

Recensements semi-quantitatifs

1 Choisir des emplacements pour les transects de manière aléatoire, par strates, en veillant à ce que toutes les strates (c.-à-d. les couvertures végétales ou les unités géomorphologiquement similaires) soient représentées de manière proportionnelle.

2 Il est probable qu'effectuer un échantillonnage semi-quantitatif à intervalles de 1 m prenne beaucoup trop de temps. Choisir des intervalles plus grands (par exemple, des intervalles de 5 ou 10 m), ou fonder le choix des sites d'échantillonnage sur le type de couverture ou les caractéristiques géomorphologiques comme la profondeur ou le type de substrat.

3 Effectuer les prélèvements de la même manière à chaque site d'échantillonnage. À chaque site, passer ou lancer le râteau d'échantillonnage le même nombre de fois et, dans la mesure du possible, échantillonner une superficie équivalente à chaque passage ou lancer.

4 Évaluer et consigner la densité des plantes à chaque site. Utiliser des descripteurs tels que « dense », « modérée », « clairsemée » ou « trace » pour qualifier cette densité.

5 Identifier les espèces présentes et estimer la proportion relative de chaque espèce dans chaque échantillon prélevé à l'aide du râteau. Dans le cas des espèces présentes en très faibles quantités ou seulement sous forme de fragments, indiquer « présente » ou « trace ».

11.5 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DES MACROPHYTES PAR TRANSECTS DIVISÉS EN QUADRATS

Survol

La détermination de la biomasse est une évaluation quantitative demandant beaucoup plus de travail qu'une évaluation qualitative des communautés macrophytiques. La quantification des macrophytes est fondée sur des plans d'échantillonnage aléatoire par strates exigeant au moins une connaissance de base des conditions géomorphologiques du plan d'eau ainsi que de la nature et de la distribution des types de communautés végétales. Les études de biomasse sont le plus souvent impraticables dans les plans d'eau de grande taille en raison de la quantité de travail qu'elles demanderaient, aussi sont-elles habituellement réservées aux petits étangs ou à des secteurs définis de lacs ou de cours d'eau (par exemple, baies ou tronçons de rivière).

Sources

British Columbia MWLAP (2003); Alberta Environment (2006a); Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec (2007)

En un coup d'œil

uniformité

- 1** Choisir des emplacements pour les transects de manière aléatoire, par strates, en veillant à ce que toutes les strates (c.-à-d. les couvertures végétales ou les unités géomorphologiquement similaires) soient représentées de manière proportionnelle.
- 2** Présélectionner les sites d'échantillonnage ou les choisir sur le terrain, à condition que le choix soit conforme au protocole expérimental.
- 3** Effectuer les prélèvements de la même manière à chaque site. Déterminer le nombre de réplicats qu'il faut recueillir à chaque site selon la méthodologie de l'étude.
- 4** Laisser tomber ou lancer au hasard le carré délimitant le quadrat, puis le laisser atteindre le fond.
- 5** Demander à un plongeur de recueillir toutes les plantes enracinées à l'intérieur du quadrat. Les plantes doivent être coupées à l'interface eau/substrat, et être placées, entières, dans un sac-filet. S'il faut prélever les racines, il faut les déterrer et les rincer avant de les placer dans le sac.
- 6** Rapporter les plantes à la surface et les transférer dans un sac en plastique, avec une étiquette indiquant tous les renseignements pertinents. Indiquer tous les prélèvements d'échantillons dans le registre de terrain, et accompagner ces notes de tous les renseignements utiles et des coordonnées GPS des lieux de prélèvement.
- 7** Noter la profondeur de l'eau à chaque site; noter également les points de cheminement GPS, la transparence d'après le disque de Secchi, la turbidité et l'intensité lumineuse au fond (si on dispose de l'équipement nécessaire). En outre, noter la

*assécher
pour retirer
l'eau de
surface*

température de l'eau ou son profil à plusieurs sites en eaux peu profondes et profondes.

8 Trier les plantes de chaque échantillon par espèce dès que cela est possible. Garder les plantes entières et les fragments de plantes, mais non les plantes sénescents.

9 Essorer les plantes par espèces dans une centrifugeuse afin d'en extraire toute l'eau de surface. Peser les plantes pour déterminer le poids frais de chaque espèce dans l'échantillon. Noter le poids total pour chaque espèce, puis jeter les plantes ou les réemballer en vue d'analyses ultérieures.

10 Conserver des échantillons représentatifs de chaque espèce pour en confirmer l'identification. Indiquer tous les prélèvements d'échantillons dans le registre de terrain, et accompagner ces notes du numéro de l'échantillon, de tous les renseignements utiles et des coordonnées GPS des lieux de prélèvement.

11 Conserver de manière appropriée, dans un presse-spécimens, les échantillons à archiver ou à inclure dans une collection de référence. Indiquer la biomasse, ou les stocks actuels, en termes de *poids frais de chaque espèce en g/m²* et de *poids frais total en g/m²*, ou de *poids sec en g/m²*. Suivre les procédures décrites ci-dessous pour la détermination du poids frais et du poids sec.

*séchage à
l'étuve*

12 Placer un échantillon dans uneessoreuse (par exemple, uneessoreuse à laitue) en s'assurant de le débarrasser préalablement de toute roche, toute brindille ou tout débris. Centrifuger l'échantillon pendant approximativement une minute à vitesse modérée (environ une révolution par seconde). Essorer les échantillons jusqu'à ce que toute l'humidité superficielle ait disparu. Récupérer l'échantillon et peser sur une balance électronique ou une balance à ressort; l'échantillon doit être pesé dans un sac en plastique dont le poids doit avoir été soustrait de la pesée. Noter le poids.

13 Pour le séchage à l'étuve, laver l'échantillon au-dessus d'un tamis afin de le débarrasser de toute roche, tout débris et tout invertébré. Placer chaque échantillon sur une plaque allant au four préalablement pesée. Étiqueter l'échantillon et le mettre à l'étuve à 105 °C pendant 24 heures. Au terme de cette période, retirer l'échantillon de l'étuve et le peser sur une balance (ne pas oublier de soustraire le poids de la plaque). Noter le poids.

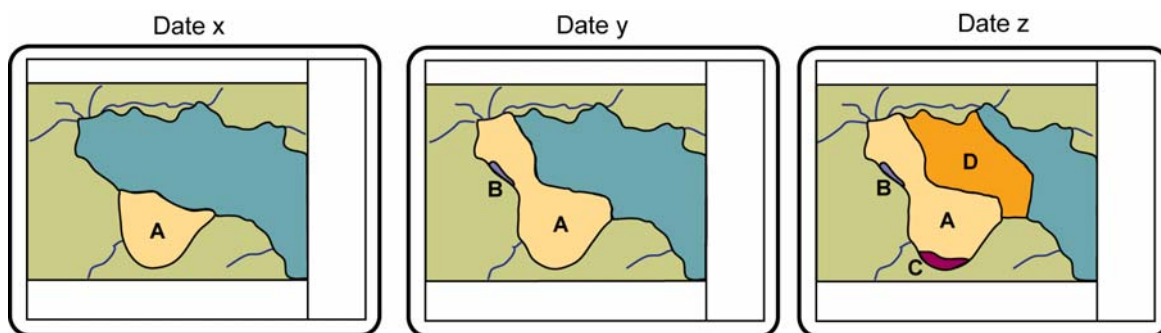


Figure 22. Exemple d'utilisation des cartes de distribution des macrophytes sur une échelle temporelle
 (Source : Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec, 2008b)

11.6 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DES MACROPHYTES DANS LES COURS D'EAU

Survol

Les méthodes décrites dans la présente section sont une transposition aux cours d'eau des techniques décrites pour l'échantillonnage dans les lacs.

Sources

Alberta Environment (2006a); Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec (2008b); British Columbia MWLAP (2003)

En un coup d'œil

placer un repère sur la rive comme référence

Échantillonnage systématique dans les grands cours d'eau

1 Installer un repère sur la rive; il servira de référence. Noter les coordonnées UTM que donne le GPS. Utiliser les mêmes repères d'une fois à l'autre si les relevés sont répétés. Mesurer jusqu'au site ou jusqu'à la profondeur visés, et enregistrer les coordonnées GPS. Prendre des photos pour illustrer les sites et les colonies de macrophytes.

2 Noter les espèces présentes ainsi que l'abondance relative (%) et la vigueur de croissance de chacune.

3 Laisser tomber le cadre délimitant le quadrat au hasard. Recueillir toutes les plantes enracinées dans le quadrat, laisser les plantes s'égoutter, puis les transférer dans un sac en plastique étiqueté.

4 Mesurer les variables suivantes à chaque point d'échantillonnage : profondeur, intensité lumineuse (à la surface, en subsurface, à mi-profondeur et au fond), vitesse d'écoulement de l'eau (quand la profondeur de l'eau est supérieure à 1 m, prendre des lectures à des profondeurs correspondant à 0,2 et à 0,8 fois la profondeur, et quand la profondeur de l'eau est inférieure à 1 m, prendre une lecture à 0,6 fois la profondeur).

5 Noter la température de l'eau ainsi que tous les renseignements pertinents (date et heure de l'échantillonnage, coordonnées GPS, numéro des échantillons, numéro de référence des photos).

6 Se déplacer vers l'amont afin d'éviter d'échantillonner deux fois la même zone au cours de la même saison lorsque l'on prélève des répliqués ou des échantillons additionnels, ou encore lorsqu'on retourne sur le même site.

7 Suivre les méthodes décrites pour les lacs si l'on doit consigner le poids des végétaux.

10 points au hasard

8 Conserver de manière appropriée, dans un presse-spécimens, les échantillons à archiver ou à inclure dans une collection de référence.

Échantillonnage des zones de croissance maximale dans les grands cours d'eau

1 Prélever des échantillons à dix points choisis au hasard à chaque site (5 de la rive droite, 5 de la rive gauche) dans la zone où la biomasse est maximale (les détails peuvent varier selon le protocole expérimental).

2 Laisser tomber le cadre délimitant le quadrat au hasard à chaque site choisi. Noter les espèces présentes ainsi que l'abondance relative (%) de chacune; noter également la densité. Utiliser des descripteurs tels que « dense », « modérée », « clairsemée » ou « trace » pour qualifier cette densité. Prendre des photos pour illustrer les sites et les colonies de macrophytes.

3 Placer dans des sacs distincts et préétiquetés les plantes enracinées recueillies dans chaque quadrat.

4 Mesurer les variables suivantes à chaque point d'échantillonnage : profondeur, intensité lumineuse (à la surface, en subsurface, à mi-profondeur et au fond), vitesse d'écoulement de l'eau (quand la profondeur de l'eau est supérieure à 1 m, prendre des lectures à des profondeurs correspondant à 0,2 et à 0,8 fois la profondeur, et quand la profondeur de l'eau est inférieure à 1 m, prendre une lecture à 0,6 fois la profondeur).

5 Noter la température de l'eau ainsi que tous les renseignements pertinents (date et heure de l'échantillonnage, coordonnées GPS, numéro des échantillons, numéro de référence des photos).

6 Effectuer les pesées comme on l'indique dans le cas de l'échantillonnage dans les lacs.

Échantillonnage par transects dans les petits cours d'eau

1 Choisir un tronçon (250 m) représentatif du cours d'eau.

2 Définir 5 transects à intervalles de 50 m. Mesurer la largeur totale de chaque transect. Diviser la largeur totale par 11 pour obtenir 10 points d'échantillonnage.

3 Mesurer la profondeur à chaque point d'échantillonnage. À l'aide du cadre délimitant le quadrat, déterminer les deux principaux substrats présents, le pourcentage de couverture associée aux macrophytes et le pourcentage de couverture associée aux algues, en suivant les indications ci-dessous :

Catégories de substrats

Limon et sable < 2 mm

Gravier fin 2 à 16 mm

Gros gravier 16 à 64 mm

Galets 64 à 256 mm

Roches > 256 mm

Catégories décrivant le pourcentage de couverture

Absente 0 %

Clairsemée 1 à 30 %

Modérée 30 à 60 %

Dense 60 à 100 %

4 Déterminer la couverture relative associée à chaque espèce dans le transect.

5 À l'aide d'une table de nombres aléatoires, choisir deux points d'échantillonnage des macrophytes dans chaque transect.

6 Recueillir tous les macrophytes dans un quadrat, selon la procédure décrite précédemment. S'il n'y a aucun macrophyte dans le quadrat, indiquer « 0 » dans le registre de terrain, et choisir un troisième nombre au hasard pour le prélèvement de macrophytes.

7 S'il y a du CaCO₃, utiliser une solution d'acide acétique à 5 % pour l'éliminer avant l'essorage (facultatif).

8 Essorer les macrophytes pendant une minute, ou jusqu'à ce que toute l'eau superficielle en ait été retirée.

9 Effectuer les pesées conformément à la procédure décrite dans le cas de l'échantillonnage dans les lacs.

11.7 PROTOCOLE POUR LA CLASSIFICATION TAXONOMIQUE DES MACROPHYTES

Survol

Prélever la plante entière. Certaines espèces ne peuvent être identifiées en l'absence de leurs fruits ou de leurs fleurs à maturité. Presser les plantes de grande taille et les monter sur des cartons blancs de 30 cm par 40 cm à l'épreuve de l'eau. Les végétaux de petite taille comme les lentilles d'eau ne donnent pas des spécimens convenables une fois séchés et pressés. Dans ce cas, il est indiqué d'utiliser de petites éprouvettes à bouchon vissable pour la collecte et la conservation des échantillons.

Sources

British Columbia MWLAP (2003)

En un coup d'œil

Prélèvement d'espèces flottantes de petite taille

- 1** Puiser quelques plantes à l'aide d'une éprouvette préétiquetée.
- 2** Traiter les spécimens à l'aide d'une solution 70:25:5 d'éthanol, d'eau et de formaldéhyde.
- 3** Envoyer à un herbier à des fins d'identification de l'espèce ainsi que d'archivage pour référence future.

Prélèvement de plantes émergées ou rigides de grande taille à des fins taxonomiques

entreposer de manière appropriée

1 Inscrire les notes de terrain directement sur le carton avant d'y installer les plantes (il est impossible d'écrire sur le carton une fois qu'il est mouillé). Écrire les notes au crayon, dans le coin inférieur droit du carton, là où elles pourront ensuite être recouvertes par l'étiquette permanente.

2 Recueillir un sujet entier et l'entreposer dans des conditions qui permettront ensuite son montage. **Ne jamais laisser, même brièvement, les plantes au soleil car elles faneront très vite et deviendront alors inutilisables comme spécimens. Ne pas immerger les plantes émergées, mais les placer dans un sac avec un peu d'eau au fond pour y maintenir un taux d'humidité élevé. Garder chaque espèce dans son propre sac, et placer tous les sacs de spécimens provenant d'un lac donné ensemble, dans un seul grand sac (sac à déchets).**

3 Pour monter un spécimen, placer la plante à plat sur le carton, ses racines dans le coin inférieur gauche (replier par-dessus le haut du carton si le sujet est plus grand que ce dernier).

4 Étendre les feuilles et les fleurs, en retournant certaines d'entre elles de manière à ce que l'on puisse en voir le dessous, et s'efforcer de faire un montage net, couvrant toute la page, du sujet. **Dans le cas des petites plantes, occuper l'espace avec plusieurs sujets provenant de la même colonie ou du même clone, de façon à illustrer la plus grande variabilité possible.**

*laisser
sécher à
l'intérieur
pendant
plusieurs
jours*

5 Recueillir les graines dans des petits sachets de papier ou de cellophane, et fixer ces sachets sur les pages d'herbier dans le cas des plantes produisant des fruits dont les graines pourraient tomber, une fois le sujet séché.

6 Recouvrir le spécimen d'un morceau de papier buvard fort afin d'accélérer le séchage de la plante après son montage sur carton.

7 Placer le carton, la plante et le buvard dans du papier journal. Le papier journal doit faire 30 cm par 90 cm et être plié en deux pour former une chemise dans laquelle on puisse insérer le sujet monté sur carton.

8 Lorsque plusieurs de ces paquets sont prêts (chacun contenant un carton ou spécimen), les placer dans un presse-spécimens avec un morceau de carton ondulé entre chaque paquet. Les ondulations doivent toutes être placées dans le même sens afin de permettre le passage de l'air dans le presse-spécimens.

9 Laisser sécher ainsi pendant plusieurs jours afin de prévenir l'apparition de toute moisissure ou pourriture et de préserver les couleurs et les formes autant que possible. Si le presse-spécimens parvient au laboratoire ou à l'herbier le jour même du montage, il peut être mis à sécher dans un véritable séchoir à plantes ou dans une étuve à air pulsé réglée à 40 °C. Sur le terrain, se servir des bouches d'air chaud, des plinthes chauffantes ou du séchoir à cheveux de la chambre d'hôtel pour faire circuler de l'air chaud à travers le carton ondulé. Si le temps est sec, attacher le presse-spécimens sur le toit du véhicule et laisser l'air souffler à travers le carton ondulé lors des déplacements d'un site à l'autre. À mesure que les plantes sèchent, il faudra resserrer le presse-spécimens (au moins une fois par jour) afin de maintenir la pression et de faire en sorte que les plantes demeurent aplaties.

10 Les spécimens doivent être acheminés à un herbier où il pourra être établi à quelle espèce ils appartiennent, et où ils seront entreposés pour référence future.

11.8 PROTOCOLE POUR L'ANALYSE DES TISSUS DE MACROPHYTES

Survol

Des tissus végétaux peuvent être prélevés en vue de l'analyse de leur teneur en métaux, en pesticides ou en éléments nutritifs, de l'analyse des produits d'origine végétale, de l'établissement du ratio poids sec/poids frais, ou d'autres analyses en laboratoire. Dans tous les cas, un spécimen de référence entier et intact de chacune des espèces doit être recueilli et versé à l'herbier comme trace du matériel qui a été analysé.

Sources

British Columbia MWLAP (2003)

Points de sécurité

Toujours porter des gants quand on manipule de la glace sèche.

En un coup d'œil

1 Prélever des sujets entiers et les garder immergés et couverts jusqu'à leur traitement (il ne faut jamais laisser les plantes se dessécher).

2 Placer chaque sujet dans un sac individuel étanche à l'air (de type Ziploc), dans une poche de tissu ou dans des bouteilles de verre (pour l'analyse des composés organiques présents à l'état de traces). Veiller à ce que chacun porte une étiquette avec tous les renseignements nécessaires. Veiller à ce que la quantité de tissu et le type de contenant conviennent à l'analyse que l'on se propose de faire.

3 Placer le contenant à échantillon dans le type de glacière exigé pour l'expédition (pour certaines analyses, les échantillons doivent être congelés; dans ce cas, ils doivent être placés dans une glacière avec une quantité suffisante de glace sèche).

12.0 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE BIOFILMS

12.1 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE BIOFILMS

Survol

Les biofilms peuvent être définis comme étant des communautés en grande partie biotiques, fixées aux roches et aux galets dans un cours d'eau ou dans un lac; ces communautés se composent principalement de périphyton, avec les invertébrés qui lui sont associés, de zooplancton et, habituellement, de matières non vivantes. Les biofilms sont une indication de la productivité du cours d'eau dans lequel ils se trouvent et, vu leur capacité d'intégration (forte teneur en carbone organique), ils peuvent être employés pour mesurer le degré de contamination organique. Il existe pour l'échantillonnage des biofilms des méthodes qualitatives et quantitatives. Dans les cours d'eau, les communautés d'algues benthiques sont habituellement la principale source de la productivité primaire. Les communautés d'algues benthiques vivant à la surface de substrats sont globalement désignées par le terme « périphyton ». Les protocoles d'échantillonnage décrits dans la présente section visent l'évaluation quantitative de deux types de périphyton : le périphyton épilithique, qui se trouve à la surface des roches et des autres éléments affleurant au fond du cours d'eau, et le périphyton épipsammique (qui est associé au sable). Ce type d'échantillonnage comporte deux principaux volets :

- la définition de points d'échantillonnage le long d'un transect du cours d'eau;
- le prélèvement de périphyton se trouvant sur le substrat.

Sources

Environment Canada (1999); British Columbia MWLAP (2003); Alberta Environment (2006a)

Points de sécurité

Ne pas tenter de soulever des roches démesurément lourdes, et ne pas pénétrer l'eau si cela pourrait menacer la sécurité. Avancer prudemment lorsque l'on retourne vers la rive avec la roche prélevée dans le cours d'eau.

En un coup d'œil

Méthode qualitative

1 Dans une section transversale donnée, recueillir un certain nombre de roches submergées, et gratter le biofilm qui s'y trouve à l'aide d'un couteau ou d'une spatule nettoyés au préalable (savon et eau, acétone puis hexane), puis le déposer dans un contenant à échantillon approprié (il faut porter des gants jetables pendant ces manipulations).

*effort
minime à
substantiel*

2 Recueillir des volumes correspondant à ce que prévoit le plan d'étude. Pour recueillir 40 mL de matière, on peut devoir déployer des efforts minimes (gratter 5 à 8 roches) ou substantiels (20 roches), selon la productivité du cours d'eau, le moment de l'année, la luminosité ou l'ombrage, etc.

*méthode
pour choisir
les roches*

3 Mettre l'échantillon au frais ou le congeler (selon ce qu'exigent les analyses prévues).

Méthode quantitative

1 Choisir des roches au hasard afin de refléter les variations dans la croissance du biofilm au site d'échantillonnage (c.-à-d. qu'il ne faut pas choisir les roches dans une perspective de maximalisation de la taille de l'échantillon, comme on le ferait dans le cas d'un échantillon qualitatif). Une méthode convenant bien pour sélectionner les roches consiste à prendre la roche la plus proche de son pied gauche, après avoir fait un nombre déterminé de pas dans la section transversale, et à répéter cette procédure jusqu'à ce que le nombre nécessaire de roches aient été recueillies.

2 Pour recueillir les échantillons, placer un gabarit de 5 cm de diamètre sur une roche submergée choisie au hasard, tracer une ligne correspondant au contour du gabarit et gratter le biofilm se trouvant à l'intérieur du tracé pour ensuite le mettre dans un contenant à échantillon (habituellement un sac à languettes). Répéter cette procédure avec trois autres roches choisies au hasard pour produire un seul échantillon, et immerger celui-ci dans une petite quantité d'eau provenant du cours d'eau. Reprendre deux fois le processus de manière à obtenir des triplicatas.

Échantillonnage de chlorophylle *a*

1 Les roches à échantillonner pour le prélèvement de périphyton doivent être prises dans un transect faisant toute la largeur du cours d'eau, sauf si celui-ci est trop profond. Il peut s'agir d'un transect imaginaire ou d'un transect concrètement délimité. Pour définir un transect dans les petits cours d'eau :

*choix
aléatoire
des roches*

- choisir un point de référence au milieu du site et enfoncer un piquet dans le sol sur l'une des rives;
- attacher un ruban à mesurer au piquet et le tendre jusqu'à l'autre rive; là, en attacher l'extrémité à un autre piquet;
- diviser la largeur du cours d'eau en bandes équidistantes selon le nombre de roches qu'il faut prélever (consulter le gestionnaire de projet).

2 Il est important de choisir les roches suivant un mode aléatoire. Marcher dans l'eau le long du transect imaginaire à partir de la rive ou en suivant une corde tendue au-dessus du cours d'eau. Au bout de deux pas, ramasser une roche (d'au moins 5 cm de diamètre) à une profondeur d'environ 40 cm. On peut porter pour cela des gants à manchettes longues. Dans le cas d'un transect défini, marcher jusqu'au premier point marqué et, sans regarder, saisir une roche. Si celle-ci fait moins de 5 cm de diamètre ou si l'on touche une zone sablonneuse ou limoneuse,

*épaisseur
des algues*

prendre la prochaine roche de plus de 5 cm de diamètre que l'on trouve à tâtons.

3 On peut ramasser toutes les roches d'un coup, ou alors une par une, avant de revenir sur la terre ferme pour prélever les échantillons. Placer la roche ou les roches sur un plateau blanc, avec une petite quantité d'eau provenant du cours d'eau, puis retourner sur les berges.

4 Si le cours d'eau devient trop profond, se déplacer vers l'amont et répéter les étapes précédentes jusqu'à ce que toutes les roches nécessaires aient été recueillies.

*consulter le
gestionnaire
de projet*

5 Orienter chaque roche comme si elle était dans le cours d'eau, et placer le gabarit de 4 cm² sur la zone (choisie au hasard) à gratter. Si les algues sont très épaisses, ne gratter qu'une superficie de 2 cm² par roche. Ne pas oublier de noter cette particularité dans le registre de terrain et sur les étiquettes. Si les algues sont extrêmement épaisses, on peut gratter une section en diagonale du gabarit, mais il faut noter la superficie grattée.

*transporter
au
laboratoire
dans les
24 heures*

6 À l'aide d'un scalpel, prélever toutes les algues se trouvant à l'intérieur du gabarit approprié.

7 Le nombre de roches et de répliquats qu'il faut recueillir dépend du cours d'eau et du projet (consulter le gestionnaire de projet). Par exemple, le produit du raclage de trois roches est habituellement combiné sur un filtre, et trois filtres sont soumis par site. Ces paramètres doivent être définis par le gestionnaire de projet avant le départ pour l'échantillonnage sur le terrain.

8 On peut aussi verser une petite quantité d'eau désionisée sur les algues fraîchement prélevées de la roche afin de former une bouillie, puis recueillir cette bouillie à l'aide d'une pipette jetable ou d'une poire pour la placer dans une bouteille Nalgene opaque. Rincer le scalpel avec de l'eau désionisée au-dessus du goulot de la bouteille Nalgene afin de récupérer tout résidu d'algues qui pourrait s'y trouver. Lorsque toutes les roches ont été grattées, ajouter 10 à 15 mg de MgCO₃ en poudre dans la bouteille. Ajouter de l'eau doublement distillée ou désionisée jusqu'à l'atteinte d'un volume total d'environ 25 mL. Étiqueter les bouteilles en indiquant la superficie totale que l'on a grattée pour obtenir l'échantillon contenu dans la bouteille, le site de prélèvement, la date et la mention « chlorophylle épilithique ». Entreposer le contenant Nalgene à une température de 4 °C et le transporter au laboratoire dans les 24 heures.

9 Si l'on n'a pas employé la méthode de remplacement décrite ci-dessus en 8, placer les algues se trouvant sur le scalpel directement sur un filtre GF/C.

10 Saupoudrer légèrement de MgCO₃ les matières déposées sur le filtre une fois que toutes les raclures de roches nécessaires pour le répliquat ont été obtenues.

11 Envelopper le filtre dans du papier aluminium de manière à ce que la personne qui analysera l'échantillon puisse le débarrasser facilement sans que les matières sur le filtre ne restent collées sur le papier aluminium.

12 Étiqueter le paquet en y indiquant le site de prélèvement, la date, « chlorophylle épilithique », ainsi que la superficie totale, en cm², qu'il a fallu gratter pour obtenir l'échantillon (par exemple, trois roches à raison de 4 cm² = 12 cm²).

13 Répéter le processus pour les autres groupes de roches.

14 Placer les échantillons dans un sac à languettes ou un sac Ziploc, et les entreposer sur glace ordinaire ou sur glace sèche (à -4 °C).

15 Placer les échantillons dans le congélateur du laboratoire lorsque l'on rentre de l'expédition sur le terrain.

16 Expédier les échantillons congelés au laboratoire une fois par semaine pour extraction.

Échantillonnage pour la détermination du poids sec (séchage à l'air) et l'identification des espèces

*filtrer dans
les
24 heures*

1 Pour le prélèvement des échantillons, suivre les procédures indiquées pour la chlorophylle *a*. Par exemple, combiner les raclures provenant de trois roches dans une petite bouteille à des fins de détermination du poids après séchage à l'air. Identifier les espèces à partir du même nombre et des mêmes sous-ensemble de roches (par exemple, combiner les raclures de deux roches dans un flacon à scintillation contenant 10 mL d'eau désionisée ou d'eau traitée par osmose inverse).

2 Ajouter 2 mL de Lugol dans chaque flacon.

3 Recouvrir le bouchon du flacon à scintillation avec du parafilm avant de sceller les flacons.

4 Étiqueter chaque flacon en y indiquant le site d'échantillonnage, l'emplacement du prélèvement, la superficie grattée ainsi que les initiales de la personne ayant procédé à l'échantillonnage.

5 Entreposer le flacon à l'abri de la lumière.

Échantillonnage de roches qui semblent nues, mais qui sont visqueuses au toucher

1 Pour l'échantillonnage des roches, suivre la procédure décrite précédemment pour l'échantillonnage de la chlorophylle *a* à l'aide d'un gabarit (étapes 1 à 4).

2 Recueillir le nombre de roches correspondant à ce que prévoit le plan d'étude.

3 Choisir une roche et apposer la bague sur une zone de cette roche qui se trouvait orientée vers le haut, dans le cours d'eau.

4 Utiliser un pinceau pour frotter la zone délimitée par la bague, cela afin de déloger le biofilm.

5 Utiliser une petite quantité d'eau pour obtenir une bouillie à l'intérieur de la bague, puis transférer cette bouillie dans une bouteille Nalgene opaque de 1 L en la prélevant à l'aide d'une poire ou en la transvidant. Utiliser un entonnoir pour éviter toute perte si l'on procède par transvidage. Rincer la bague, la poire ainsi que le pinceau à l'aide d'une bouteille pressable afin de récupérer dans la bouteille opaque toute la bouillie qui pourrait y être restée. Utiliser pour cela le moins d'eau possible.

6 Répéter cette procédure pour trois roches; on s'assure ainsi que l'on a recueilli suffisamment de bouillie. Saupoudrer un peu de $MgCO_3$ dans la bouteille (facultatif), puis entreposer la bouteille (convenablement étiquetée pour indiquer le site de prélèvement, la date, la superficie échantillonnée à l'intérieur de la bague, multipliée par le nombre de roches) dans la glacière jusqu'à ce que l'échantillon puisse être filtré (au plus tard dans les 24 heures), monter le filtre GF-C sur l'appareil de filtration, rincer le filtre et filtrer la bouillie à l'aide de l'appareil. Bien rincer la bouteille et filtrer de nouveau pour s'assurer que l'on a récupéré toute la bouillie. Recouvrir le filtre de $MgCO_3$ (facultatif), plier le filtre en quatre, placer dans du papier aluminium, et étiqueter pour indiquer la date, la localisation, le numéro du site, la superficie totale de roches échantillonnée, ainsi que les initiales de la personne ayant effectué l'échantillonnage.

7 Si la quantité de bouillie obtenue est trop grande, on peut avoir recours à une procédure de sous-échantillonnage : il s'agit de remuer la bouillie dans un cylindre gradué peu profond, puis de prélever 10 mL de cette bouillie bien mélangée à l'aide d'une seringue (5 mL si la bouillie est extrêmement épaisse).

8 Filtrer la bouillie sur un filtre GF/C. Rincer la seringue avec une petite quantité d'eau distillée, puis filtrer cette eau de rinçage sur le même filtre. Recouvrir le filtre de $MgCO_3$ (facultatif), plier le filtre en quatre, placer dans du papier aluminium, et étiqueter pour indiquer la date, la localisation, le numéro du site, le volume total de bouillie (mesuré dans le cylindre gradué), le volume de bouillie filtré, ainsi que les initiales de la personne ayant effectué l'échantillonnage.

9 Mettre les échantillons sur la glace ou les congeler à l'aide de glace sèche, puis les acheminer au laboratoire.



Photo 23 (gauche). Exemple de gabarit en plastique souple (Source : Alberta Environment, 2006).

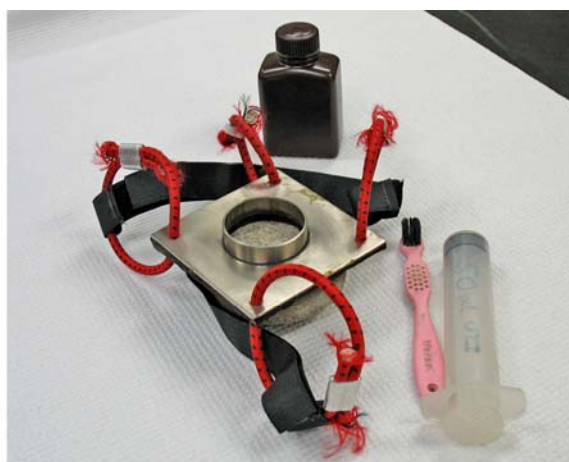


Photo 24 (droite). Exemple de bague montée sur plaque (Source : Alberta Environment, 2006).

12.2 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE BIOFILMS – MÉTHODE DU CAROTTAGE DANS LE SABLE

Survol

La méthode du carottage dans le sable est employée pour prélever des échantillons quantitatifs d'algues benthiques épipsammiques à des fins de mesure de la chlorophylle *a* ou de la biomasse. Dans certains cours d'eau ou tronçons de cours d'eau, on trouve des substrats sablonneux ou limoneux sur lesquels vivent des communautés d'algues épipsammiques. La méthode du gabarit ne convient pas pour ces substrats meubles parce que les algues ne s'y lient pas à une surface définie : elles s'entremêlent plutôt avec les couches supérieures des sédiments. Les techniques de carottage sont infiniment plus efficaces pour prélever des échantillons quantitatifs d'algues dans les couches supérieures de substrats meubles.

Sources

Environment Canada (1999); British Columbia MWLAP (2003); Alberta Environment (2006a)

En un coup d'œil

- 1** Placer une cartouche de plexiglas propre dans le tube du carottier; il faut obtenir un ajustement parfait sur le joint.
- 2** Enfoncer le carottier dans le substrat, et mettre un bouchon de caoutchouc à l'extrémité supérieure du tube.
- 3** Soulever le carottier mais, avant qu'il n'émerge de la surface, placer un bouchon à l'extrémité inférieure de la cartouche.
- 4** Retirer la cartouche du carottier et placer un bouchon dessus.
- 5** Retirer le bouchon du dessous et placer rapidement la cartouche sur l'extracteur de carottes; enlever ensuite le bouchon du dessus.
- 6** Pousser précautionneusement la cartouche vers le bas. Cela en expulsera l'eau surjacente.
- 7** Placer le découpeur de carottes sur la cartouche, puis pousser la carotte vers le haut, dans le découpeur, jusqu'à la profondeur de carotte souhaitée.
- 8** Couper la carotte et la transférer sur un appareil de filtration en verre équipé d'un filtre GF/C.
- 9** Filtrer doucement sous vide la carotte (7 psi ou 48 kPa) jusqu'à ce qu'elle soit sèche.
- 10** Ajouter 2 mL de MgCO₃ par carotte (facultatif) et filtrer sous vide pour retirer l'eau.
- 11** Placer soigneusement le filtre et la carotte dans un contenant Nalgene de 300 mL.
- 12** Rincer (à l'acétone) toute matière résiduelle dans l'entonnoir, pour la transférer dans le contenant Nalgene. Ajouter environ 25 mL d'acétone pour chaque carotte.
- 13** Remuer le mélange carotte/filtre/acétone pendant 1 minute.
- 14** Étiqueter le contenant Nalgene; inscrire sur l'étiquette et dans le registre de terrain la date et le lieu du prélèvement, la profondeur de l'eau, la profondeur de la carotte, le nombre de

carottes, le volume d'acétone employé, ainsi que les initiales de la personne ayant procédé à l'échantillonnage.

15 Garder au frais (à 4 °C) et transporter au laboratoire.

13.0 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE PHYTOPLANCTON

Survol

L'échantillonnage de phytoplancton dans les eaux libres d'un lac se fait par prélèvement d'échantillons instantanés en surface ou en profondeur, ou les deux. On emploie habituellement une bouteille Van Dorn pour recueillir les échantillons en eaux profondes en vue d'un dénombrement, mais on peut aussi utiliser un filet. Bien des espèces ou des sujets peuvent passer à travers les mailles du filet, même si elles sont petites; en outre, le filet peut perturber les colonies, et les sujets appartenant à des espèces fragiles peuvent éclater sous la pression excessive.

British Columbia MWLAP (2003), RESE (non daté, a)

Sources

En un coup d'œil

Échantillonnage qualitatif

1 Utiliser un filet Nitex[®] à mailles de 10 µm, ou un filet à phytoplancton similaire, équipé à son bout d'un robinet en permettant l'ouverture et la fermeture. La gueule du filet possède une collerette de toile équipée d'une bride de métal s'attachant à la conduite d'échantillonnage.

2 Laisser descendre le filet jusqu'à une profondeur donnée, lui laisser 15 à 30 secondes pour se mettre en place, puis le ramener lentement à la surface. Si l'on remonte le filet trop vite, cela crée une vague d'étrave et nuit à l'efficacité du coup de filet.

3 Introduire le bec du robinet dans la bouteille à échantillon, puis laisser l'échantillon s'égoutter. Répéter trois ou quatre fois au besoin.

4 L'échantillonnage qualitatif à l'aide d'un filet permet de déterminer si une espèce est présente ou absente, et peut contribuer au dépistage des espèces rares; cependant, il ne convient pas pour les dénombrements précis ou les estimations de biomasse.

Échantillonnage quantitatif

1 **Échantillons de surface :** Ancrer l'embarcation au site d'échantillonnage visé. Si l'eau est trop profonde pour permettre de jeter l'ancre et s'il n'y a pas de bouée, la personne à la poupe devra maintenir la position pendant que la personne à la proue prélève les échantillons.

2 Prendre une bouteille à échantillon étiquetée de 1 L et en enlever le bouchon sans toucher l'intérieur de celui-ci ni de la bouteille.

*remonter le
courant*

3 Étirer le bras aussi loin que possible de l'embarcation pour prélever l'échantillon. Veiller à ce que la personne à la poupe fasse contrepoids (en exerçant une pression à son extrémité de l'embarcation).

4 Plonger la bouteille dans l'eau et lui faire remonter lentement le courant (dans la direction vers laquelle pointe l'embarcation) jusqu'à ce qu'elle soit pleine. Les échantillons d'eau de surface sont normalement prélevés à une profondeur entre 0,1 et 0,5 m.

5 Traiter l'échantillon avec 3 mL de solution Lugol à des fins de conservation (3 à 4 mL par litre d'échantillon). En règle générale, on dit que la quantité de Lugol est suffisante quand l'échantillon prend la couleur d'un thé faible.

6 **Échantillons en profondeur :** Ouvrir l'échantillonneur Van Dorn en soulevant les embouts.

7 Régler le mécanisme de bascule.

8 Laisser descendre l'échantillonneur jusqu'à la profondeur désirée (épilimnion, hypolimnion ou thermocline : l'emplacement doit avoir été choisi d'après les profils d'oxygène dissous et de température obtenus préalablement). S'assurer que l'extrémité libre de la corde est attachée à l'embarcation.

9 Envoyer le message vers le bas pour déclencher le mécanisme de bascule qui entraîne la fermeture des embouts.

10 Remonter l'échantillonneur à la surface.

11 Transférer l'échantillon d'eau de la bouteille Van Dorn dans des contenants à échantillon de 1 L étiquetés, cela à l'aide du robinet de vidange.

12 Traiter l'échantillon avec 3 mL de Lugol à des fins de conservation (3 à 4 mL par litre d'échantillon).

13 Replacer le bouchon sur la bouteille et mettre celle-ci dans la glacière.

Nova Scotia Environment and Labour (1996)

**Autres
Sources**

14.0 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE MOULES EN VUE DE L'ANALYSE DES MÉTAUX ET DES COMPOSÉS ORGANIQUES PRÉSENTS À L'ÉTAT DE TRACES

Survol

Ce protocole donne la marche à suivre pour récolter des moules appartenant à des espèces indigènes et les expédier à un laboratoire à des fins d'analyse ou pour les déployer dans d'autres secteurs pendant un certain temps.

Sources

Gulf of Maine Council (1992); Gulf of Maine Council (1992)

En un coup d'œil

Récolte de moules indigènes

1 Récolter les moules dans la zone infralittorale (sous le niveau moyen des basses mers) ou dans la zone intertidale inférieure.

2 Veiller à ce qu'au moins une récolte soit programmée pour éviter toute remise en suspension inhabituelle des sédiments lors de tempêtes ou par ruissellement des eaux pluviales.

3 Recueillir des répliquats de moules afin de caractériser la variation sur le site.

4 Récolter des moules dans quatre zones distinctes dans le secteur infralittoral (n total = 200). Les zones de prélèvement des répliquats doivent se trouver à l'intérieur d'une section de 50 m du rivage, de manière à ce qu'elles soient représentatives d'une certaine zone pour ce qui est de la qualité de l'eau et des conditions environnementales.

50 à 60 mm

5 Veiller à ce que la coquille de toutes les moules indigènes prélevées fasse 50 à 60 mm de longueur.

6 Laver toutes les moules afin de les débarrasser des excroissances souples, des sédiments et des débris qui pourraient les souiller; utiliser pour cela de l'eau de mer propre provenant du site d'échantillonnage. Éviter d'endommager le byssus puisque cela aurait une incidence sur la croissance et la survie du sujet.

7 Placer les moules sur un lit d'algues ou dans des contenants propres (par exemple des bocaux en verre d'un gallon à goulot large) avec des blocs réfrigérants, et les transporter jusqu'au laboratoire.

8 Les moules seront analysées ou transplantées subséquemment dans d'autres sites.

Transplantation des moules

1 Utiliser 4 cages de 50 moules chacune à chaque site lorsque l'on veut transplanter des moules pour une période de 60 jours.

2 Marquer, dans la partie postérieure gauche de leur coquille, 15 des 50 moules qui seront placées dans chaque cage, cela à l'aide d'un outil à graver à haute vitesse (de type « Dremel »). Veiller à faire dans la coquille une marque suffisamment

*utiliser un
câble
d'ancrage
adéquat
dans les
courants
forts*

profonde pour permettre la lecture des numéros lors de la récupération des sujets, mais pas assez profonde pour risquer de percer la coquille et de blesser ou de tuer l'animal.

3 Mesurer chaque moule et noter la longueur de sa coquille à 0,1 mm près à l'aide d'un vernier ou d'un pied à coulisse numérique, de manière à pouvoir évaluer la croissance au cours de la période de transplantation.

4 Placer chaque groupe de moules dans des contenants propres séparés après marquage et tri des moules en groupes de réplicats, et les garder au réfrigérateur (ou dans une glacière avec des blocs réfrigérants) jusqu'à leur installation dans leurs cages (paniers de polypropylène moulé de 23 mm x 23 mm x 23 mm). Veiller à ce que les moules ne restent pas hors de l'eau plus de deux jours.

5 Assujettir les couvercles à l'aide d'attaches autobloquantes en nylon. Attacher les cages ensemble avec des attaches du même type, et passer le câble d'ancrage dans les cages. Fixer tous les instruments, par exemple les thermomètres enregistreurs, à l'extérieur des cages.

6 Suspendre les cages dans la colonne d'eau à l'aide d'un flotteur profond (par exemple, un flotteur de chalut de 8 pouces). Installer le dispositif d'ancrage de manière à ce que les cages soient suspendues à 1 m du fond, mais à une profondeur suffisante pour qu'elles demeurent immergées même à marée basse. Dans les secteurs à fort courant, on peut utiliser un câble en acier avec une gaine de polypropylène comme câble d'ancrage. On peut également employer un ou deux blocs de ciment : ce sont des moyens d'ancrage peu coûteux.

7 Veiller à ce que le câble ne subisse pas de frottement, car l'usure pourrait alors rompre l'ancrage aux blocs. Si le courant est fort, multiplier le nombre de câbles d'ancrage par cage.

8 Vérifier les cages toutes les deux à quatre semaines, selon les conditions sur le site. Débarrasser les cages de toute salissure qui pourrait nuire à la circulation de l'eau de mer. Inspecter tous les câbles, toutes les attaches et tous les blocs d'ancrage pour voir s'il y a de l'usure et, dans l'affirmative, effectuer les déplacements, les réparations ou les ajustements nécessaires.

9 Récupérer les moules au terme de la période fixée par le plan d'étude (habituellement 60 jours). Débarrasser toutes les moules des quatre cages de tout débris, et les rincer dans de l'eau de mer provenant du site. Placer les moules de chaque cage dans des contenants en verre propres, et recouvrir le goulot des bouches avec du papier d'aluminium en vue du transport vers le laboratoire dans des glacières garnies de blocs réfrigérants.

15.0 PROTOCOLE POUR L'ÉCHANTILLONNAGE DE ZOOPLANCTON

Survol

Le terme « zooplancton » désigne des invertébrés de petite taille flottant librement dans la colonne d'eau des lacs et des océans. Le zooplancton joue un rôle important comme proies et comme consommateurs dans le réseau trophique aquatique; en outre, ces animaux sont de bons indicateurs pour la biosurveillance, car ils sont hautement sensibles aux modifications de l'environnement et aux perturbations touchant les lacs. On prélève des échantillons de zooplancton pour obtenir des estimations quantitatives de la composition des communautés, de leur densité, ou de la biomasse dans les lacs. Le zooplancton est prélevé à l'aide d'un filet (voir la figure 23) dont les mailles ont une taille précise (64 µm à 256 µm). La densité et la composition en espèces du zooplancton connaissent des variations lorsqu'on se déplace verticalement et horizontalement dans les lacs.

Sources

Alberta Environment (2006a); B.C. WLAP (2003); Environment Canada (1999)

Points de sécurité

Le formaldéhyde, qui est utilisé comme agent de conservation, est considéré comme une substance cancérigène potentielle. S'assurer de l'utiliser avec extrême prudence et de lire les fiches signalétiques.

En un coup d'œil

1 Plonger le filet à zooplancton dans l'eau du lac avant son utilisation (le garder immergé 2 minutes).

2 Avant de procéder à l'échantillonnage, rincer le filet avec de l'eau du lac afin d'en déloger toute matière qui pourrait s'y trouver.

3 Attacher le godet à zooplancton; s'assurer que le bouchon est bien mis.

4 Remplir la bouteille pressable Nalgene avec de l'eau du lac filtrée à travers le filet.

5 Laisser descendre le filet jusqu'à la zone euphotique, en veillant à ce qu'il demeure à la verticale. Remonter le filet à la verticale à une vitesse constante de 0,5 m/s afin d'empêcher le plus possible le zooplancton nageant rapidement d'échapper au filet.

éviter les sédiments et les macrophytes

6 Éviter de prélever des échantillons à proximité des sédiments et des macrophytes, car des rotifères et des crustacés non planctoniques colonisent ces substrats et pourraient contaminer l'échantillon.

7 À la surface, rincer les parois extérieures du filet deux ou trois fois avec de l'eau du lac. Éviter que des éclaboussures touchent l'ouverture du filet, et ne pas immerger cette dernière.

8 Détacher le godet du filet, placer le fond du godet dans un bocal à échantillon ouvert, puis retirer le bouchon et laisser s'écouler l'eau et le plancton dans le bocal. Rincer le godet pour

*conservation
dans le
formaldéhyde*

transférer tout son contenu dans le bocal à échantillon, cela à l'aide d'une bouteille pressable auparavant remplie d'eau filtrée à travers le filet.

9 Traiter les échantillons de zooplancton avec de l'éthanol à 95 % ou du formaldéhyde à 5 % à des fins de conservation. Le formaldéhyde est préférable, car le comptage dans les échantillons conservés dans l'éthanol est difficile à cause des mouvements de convection occasionnés par les pertes rapides par évaporation. On peut employer les moyens suivants pour réduire la distorsion attribuable à la conservation dans le formaldéhyde : a) ajouter 40 g/L de sucrose aux solutions de formaldéhyde; b) garder les échantillons à basse température (6 °C); c) anesthésier avec du gaz carbonique en solution dans l'eau ou avec du méthanol avant de traiter avec la solution sucrée de formaldéhyde à des fins de conservation.

10 Rincer le filet et le godet avec de l'eau du lac avant de passer à un autre site d'échantillonnage.

11 Indiquer sur le bocal et dans le registre de terrain le lieu du prélèvement (coordonnées GPS), le site, la date, le code d'identification des personnes ayant effectué l'échantillonnage, le nombre de coups de filet ainsi que la profondeur des coups de filet. Noter dans le registre de terrain la taille des mailles et les dimensions du filet, le fixatif utilisé ainsi que les conditions météorologiques au moment de l'échantillonnage. L'hiver, inscrire l'épaisseur de la glace.

12 De retour au laboratoire, mettre quelques gouttes de glycérine dans l'échantillon avant de l'entreposer; cela empêche les animaux de coller les uns aux autres.

**Autres
Sources**

RESE (non daté, d)

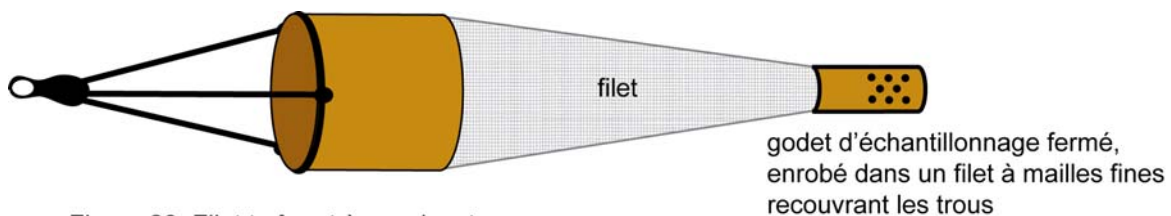
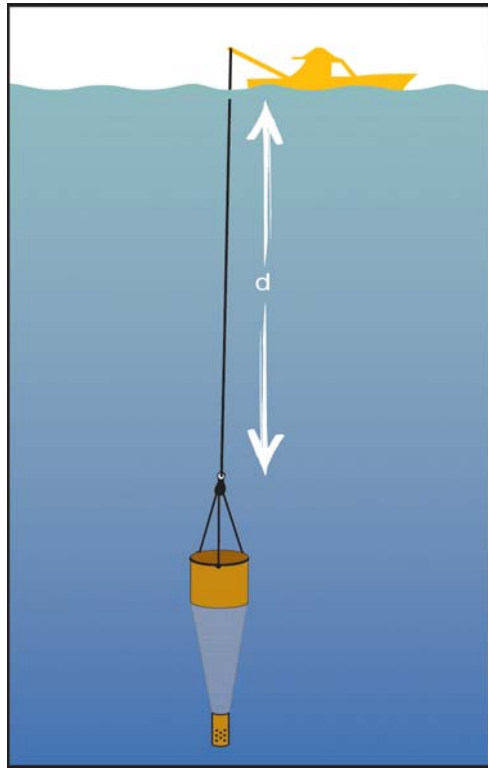


Figure 23: Filet traînant à zooplancton



Volume d'eau traversé à chaque coup de filet = $\pi * r^2 * d$
où : r = rayon de l'ouverture du filet
d = profondeur
 $\pi = 3,1416$

Figure 24. Calcul du volume d'eau filtré

GLOSSAIRE

Analyse de la sécurité des tâches (AST) – L'analyse de la sécurité des tâches définit à quel endroit le travail sera effectué, énumère tous les dangers qui pourraient se présenter pendant le travail, et indique les mesures nécessaires pour éviter ou atténuer les dangers.

Benne échantillonneuse Ekman – Échantillonneur de sédiments efficace surtout dans les sédiments meubles.

Benne échantillonneuse Ponar – Échantillonneur de sédiments efficace surtout dans les sédiments durs.

Benthos – Organismes vivant au fond de l'eau ou à proximité de celui-ci.

Biofilm – Communauté en grande partie biotique, fixée aux roches et aux galets dans un cours d'eau ou dans un lac, se composant principalement de périphyton et des invertébrés, du zooplancton et, habituellement, des matériaux non vivants qui lui sont associés.

Blanc de bouteille – Mesure de la contamination attribuable au nettoyage inadéquat des bouteilles.

Blanc de filtration – Mesure de la contamination attribuable aux filtres et à l'appareil de filtration.

Blanc de terrain – Mesure de la contamination attribuable aux bouteilles, aux méthodes de prélèvement, à l'atmosphère et aux agents de conservation. Le blanc de terrain est préparé de la même façon que le blanc de transport, et il effectue le déplacement comme ce dernier; cependant, le blanc de terrain est pour sa part ouvert pour simuler le processus d'échantillonnage.

Blanc de transport – Mesure des composés volatils; il est habituellement préparé en laboratoire, et il effectue simplement le trajet aller-retour, avec les bouteilles à échantillon, entre le laboratoire et le préleveur sur le site d'échantillonnage, cela sans être ouvert à quelque moment que ce soit.

Capteur – Dispositif électrique, électrochimique ou optique réagissant aux variations des conditions de l'eau en émettant un signal de sortie dont le traitement donne un résultat qui s'affiche sur l'instrument ou qui est enregistré.

CALA – Canadian Association for Environmental Analytical Laboratories.

Chaîne de possession – Formulaire utilisé si le projet est mené à des fins juridiques (par exemple, vérification de la conformité). Ce formulaire garantit que l'échantillon n'a pas été altéré, que seul le personnel autorisé manipule les échantillons, et que les techniques d'échantillonnage sur le terrain appropriées sont employées. Tous les transferts d'échantillons sont notés sur le formulaire. Les procédures de transfert sont elles-mêmes décrites; on s'assure ainsi que les échantillons sont protégés et conservés adéquatement. Toute modification des procédures d'échantillonnage ou d'entreposage est consignée sur le formulaire de chaîne de possession.

Demande en oxygène des sédiments (DOS) – Mesure de l’oxygène consommé par la décomposition biochimique de la matière organique qui se dépose dans les cours d’eau ou les lacs.

Dépistage des sources de pollution microbienne – Sous-branche spécialisée du dépistage des sources de contamination bactériologique.

Disque de Secchi – Disque divisée en quatre quadrants peints alternativement en blanc ou en noir, utilisé pour effectuer une mesure visuelle de la transparence de la colonne d’eau; pour cela, on fait descendre le disque dans l’eau jusqu’à ce qu’il disparaisse de la vue, puis on le remonte jusqu’à ce qu’il redevienne visible, et on note la moyenne des deux profondeurs.

Échantillon composite – Échantillon composé de plusieurs sous-échantillons habituellement prélevés à différents moments ou endroits.

Échantillon fractionné – Parties aliquotes prélevées dans un même contenant et supposées identiques. Ces échantillons peuvent être expédiés à deux laboratoires ou plus pour y être analysés séparément, et les résultats peuvent être utilisés afin de caractériser la variabilité entre les différents laboratoires ou l’uniformité des résultats au sein d’un laboratoire donné.

Échantillon instantané ou ponctuel – Échantillon recueilli à un instant donné.

Échantillon ou matière de référence étalon – Ces échantillons ou matières (pour lesquels la valeur a été certifiée de manière indépendante) sont employés pour déterminer si les résultats sont exacts (proches de la valeur réelle).

Échantillon ponctuel ou instantané – Échantillon recueilli à un instant donné.

Échantillon répété – Échantillon recueilli au même moment que l’échantillon original, afin de déterminer la précision (à quel point les résultats sont proches les uns des autres) des analyses.

Échantillonnage automatisé – Dispositif permettant la collecte d’échantillons ou de mesures à des intervalles prédéterminés ou à des moments précis, sans intervention humaine au moment du relevé comme tel.

Échantillonneur à filet dérivant – Échantillonneur utilisé pour faire la collecte d’invertébrés au stade de l’émergence ou à la dérive.

Échantillonneur cylindrique de Hess – L’un des échantillonneurs d’invertébrés benthiques les plus répandus pour prélever des échantillons de substrats d’érosion dans les cours d’eau. Cet échantillonneur est idéal pour différents types de matériaux d’érosion comme le gravier, les galets, les petites roches et le sable.

Échantillonneur cylindrique de Neill – L'un des échantillonneurs d'invertébrés benthiques les plus répandus pour prélever des échantillons de substrats d'érosion dans les cours d'eau. Cet échantillonneur est idéal pour différents types de matériaux d'érosion comme le gravier, les galets, les petites roches et le sable.

Échantillonneur Kemmerer – Échantillonneur utilisé pour effectuer des prélèvements dans un lac à une profondeur supérieure à 1 m.

Échantillonneur Surber – Échantillonneur employé pour recueillir des échantillons d'invertébrés à des profondeurs inférieures à 30 cm.

Échantillonneur Van Dorn – Échantillonneur utilisé pour effectuer des prélèvements à plus de 2 m de profondeur dans un lac.

Essais d'aptitude – Utilisation de comparaisons inter-laboratoires afin de déterminer la capacité des différents laboratoires à effectuer des essais ou des mesures donnés.

Fiche signalétique (FS) – Bulletin technique donnant des renseignements détaillés sur les dangers, les précautions à prendre ainsi que les premiers soins à donner en ce qui concerne les produits contrôlés, et indiquant les ingrédients dangereux, les données physiques, les dangers d'incendie ou d'explosion, les données sur la réactivité, les effets sur la santé, les mesures préventives, les premiers soins et les renseignements relatifs à la formulation.

Filtration – Opération consistant à faire passer un échantillon à travers un filtre en papier ou en verre dont les pores ont une taille définie.

Rayonnement photosynthétiquement actif (RPA) – Spectre de rayonnement électromagnétique légèrement plus étroit que le spectre de la lumière visible (400 à 700 nm) qui est utilisé par les végétaux. La création de profils de RPA permet de mesurer l'atténuation du RPA dans l'eau en fonction de la profondeur

Réplikat de terrain – Permet de déterminer la précision globale obtenue sur le terrain et au laboratoire, et compte tenu de l'hétérogénéité de l'environnement

Rinçage à l'acide – Processus par lequel on rince soigneusement l'équipement avec un acide, en veillant à ce que l'acide baigne toutes les surfaces susceptibles d'entrer en contact avec l'échantillon.

Rouleau à tambour – Échantillonneur rotatif permettant d'échantillonner la couche superficielle de l'eau.

Trempe à l'acide – Processus par lequel on met l'équipement à tremper dans l'acide pendant une période donnée (souvent 12 à 24 heures, mais le trempage peut aussi ne durer que 30 minutes).

Tube d'installation – Tube employé dans les stations d'échantillonnage automatisé afin de protéger des détecteurs et les câbles contre les facteurs d'agression naturels et le vandalisme.

Lot d'essais – Mesure d'un grand nombre de variables par un laboratoire pour un prix fixe, par opposition aux analyses individuelles de différentes variables.

Méiofaune – Animaux microscopiques qui passent à travers un tamis dont les mailles font 500 µm, mais qui sont retenus par un tamis à mailles de 64 µm.

Multiéchantillonneur – Échantillonneur permettant de recueillir plusieurs récipients à échantillon d'un seul coup, ce qui garantit que la même masse d'eau est échantillonnée en même temps pour toutes les analyses.

Parafilm – Pellicule autoscellante, moulable et souple.

Programme d'assurance de la qualité sur le terrain – Processus systématique qui, en conjonction avec les programmes d'assurance de la qualité en laboratoire et en matière de stockage des données, garantit un degré de confiance défini à l'égard des données recueillies dans une étude de l'environnement.

Programme d'essais d'aptitude – Vise les analyses à grand volume dans les domaines de la chimie inorganique, de la chimie organique, de la toxicologie, de la santé en milieu de travail et de la microbiologie, portant sur les matrices suivantes : analyse d'eau, d'huile usée, de sol et sédiments, de matières utilisées pour le prélèvement d'air (par exemple, filtres en quartz ou en acétate de cellulose, tubes de charbon) et d'amiante.

SIMDUT – Le Système d'information sur les matières dangereuses utilisées en milieu de travail exige que les produits contrôlés soient étiquetés de manière à ce que les travailleurs soient avertis de la nature de ces produits, des dangers qu'ils présentent et des mesures de précaution de base qu'il convient de prendre à leur égard.

Sonde – Montage de capteurs multiples.

Technique botte-filet mobile – Méthode normalisée d'échantillonnage habituellement mise en application en sillonnant les transects des habitats visés et en bottant les substrats pour en déloger le benthos, tout en balayant l'eau avec un filet à main pour prélever le benthos en question.

TMD – Transport de marchandises dangereuses.

Vêtement de flottaison individuel (VFI) – Équipement permettant à une personne de flotter dans l'eau.

v/v – Volume utilisé par rapport à la quantité d'acide dans la solution.

Zone euphotique ou photique – Couche d'eau, dans un lac ou un océan, qui reçoit suffisamment de lumière pour que la photosynthèse y soit possible. La profondeur de la zone photique peut varier de manière considérable en fonction des fluctuations saisonnières de la turbidité.

RÉFÉRENCES

- Agence canadienne d'inspection des aliments, Environnement Canada, Pêches et Océans. *Programme canadien de contrôle de la salubrité des mollusques : manuel des opérations*, le 21 mars 2008.
- Alberta Environment. Mars 2006 (a). *Aquatic Ecosystems Field Sampling Protocols*.
- Alberta Environment. Juillet 2006 (b). *Guidelines for Quality Assurance and Quality Control in Surface Waters Quality Programs in Alberta*.
- B.C. Ministry of Environment. 2006. *Continuous Water-Quality Sampling Programs: Operating Procedures*. G. A. Butcher et L. A. Gregory
- (BCWLAP) B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection. Non daté. *A Preliminary Survey of Surface Microlayer Contaminants in Burrard Inlet, Vancouver, B.C. Canada 2001 Update*.
- (BCWLAP) B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection. 2003. *British Columbia Field Sampling Manual for Continuous monitoring and Collection of Air, Air-Emission, Water, Wastewater, Soil, Sediment and Biological Samples*.
- Communication personnelle entre M. Mark Sekela et ECOCREATE.
- Conseil canadien des ministres de l'environnement (CCME). *Recommandations canadiennes pour la qualité de l'environnement, 1999*.
- Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec. 2006. *Guide d'identification des principaux macroinvertébrés benthiques d'eau douce, Québec, Surveillance volontaire des cours d'eau peu profonds*.
- Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec. 2007. *Guide d'identification des fleurs d'eau de cyanobactéries, Comment les distinguer des végétaux observés dans nos lacs et nos rivières. 2^e édition*. S. Blais
- Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec. 2007 (a). *Protocole de mesure de la transparence de l'eau, Protocole élaboré dans le cadre de la surveillance volontaire des lacs*.
- Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec. 2008 (a). *Guide de surveillance biologique basée sur les macroinvertébrés benthiques d'eau douce du Québec, Cours d'eau peu profonds à substrat grossier*. Moisan, J., et L. Pelletier.
- Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec. Juillet 2008 (b). *Protocole de suivi visuel d'une fleur d'eau d'algues bleu-vert, Protocole expérimental élaboré dans le cadre de la surveillance volontaire des lacs*.

- Développement durable, Environnement et Parcs, Gouvernement du Québec. 2008 (c). *Protocole de fabrication d'un aquascope maison.*
- Eaton, A.D., L.S. Clesceri, E.W. Rice, A.E. Greenberg. 2005. *Standard methods for the examination of water and wastewater, 21st edition.* Copublié par l'American Public Health Association, l'American Water Works Association et la Water Environment Federation. Washington, D.C.
- Environment Canada. Non daté (b). *Methods Manual II: Lake Invertebrate Sampling for Reference condition Data Bases.* Trevor B Reynoldson, Craig Logan, Tim Pascoe et Sherri P. Thompson.
- Environment Canada. 1998. *Field Measurement of pH.* FS012U00.
- Environment Canada. Le 23 mars 1999. Ébauche. *Field Procedures for Aquatic Quality Sampling.* L. A. Mottle et R. W. Crosley.
- Environnement Canada. *Échantillonnage depuis des bateaux,* FS3.Ver2, le 1^{er} février 2001.
- Environment Canada. Le 15 avril 2002 (a). *Procedures for Marine Water Quality Sampling. For submission to the Environment Canada Laboratory.*
- Environnement Canada. *Remplir la carte des données d'échantillon,* FS17.Ver2, le 1^{er} février 2001 (b).
- Environnement Canada. *Échantillonnage à travers la glace : traitement de l'échantillon témoin et prélèvement d'échantillon,* FS4.Ver2, le 1^{er} février 2001 (a).
- Environment Canada. Le 23 juin 2003 (b). *Collection of Field Blanks and QA (Replicate) Samples Collection.* FS29.Ver2.
- Environment Canada. Le 23 juin 2003 (c). *Sample Collection with Multiple Sampler.* FS5.Ver2.
- Environnement Canada. *Conservation des échantillons de qualité de l'eau pour les analyses du cyanure,* FS23.Ver2, le 9 janvier 2003 (d).
- Environnement Canada. *Échantillonnage sur le terrain : température de l'air,* FS9.Ver2, le 1^{er} février 2001 (e).
- Environnement Canada. *Échantillonnage sur le terrain : température de l'eau,* FS10.Ver2, le 1^{er} février 2001 (f).
- Environnement Canada. *Échantillonnage sur le terrain : échantillonnage depuis le rivage ou à gué,* FS2.Ver2, le 1^{er} février 2001 (g).

- Environment Canada. 2005 (a). *Safe Work Procedure. Shore or In-Stream Sampling.*
- Environment Canada. 2005 (b). *Safe Work Procedure. Sampling from Bridges.*
- Environment Canada, Ecosystem Health Division, Ontario Region, Environmental Conservation Branch. 2006 (a). *Sediment Quality in Canadian Lake Huron Tributaries: A Screening-Level Survey.* D. A. Burniston, J. Kraft, Sean Backus et A. Dove. Rapport n° ECB/EHD-OR/06-01/I
- Environment Canada. 2006 (b). *Standard Operating Procedure for the Collection of Water and Suspended Sediment Samples at the Niagara River monitoring Stations (Fort Erie and Niagara-on-the-Lake) Ontario Water Quality monitoring and Surveillance Office WQMS.* SOP 06-6001. B. Harrison et P. Klawunn
- Environment Canada. Avril 2007. *CABIN Field Manual for Streams.* Reynoldson, T. B., C. Logan, T. Pascoe, S. Thompson, S. Sylvestre, C. Mackinlay et H. McDermott.
- Environment Canada. Juin 2008. Ébauche. *Standard Operating Procedure for the collection of Water Samples in Support of the Fish Monitoring and Surveillance Program.* Division de la surveillance de la qualité de l'eau.
- Environment Canada. 2009. *Great Lakes Surveillance Program Field Methods Manual.* Alice Dove, Serge L'Italien and David Gilroy.
- Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection. Juillet 2005 (a). Accord entre le Canada et la Colombie-Britannique sur le contrôle de la qualité de l'eau. *Protocol for the Initiation, Maintenance, Suspension or Re-Introduction of Variables and Monitoring Stations.*
- Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection. Juillet 2005 (b). Accord entre le Canada et la Colombie-Britannique sur le contrôle de la qualité de l'eau. *Sampling Protocol - Monitoring Frequency*
- Environment Canada et B.C. Ministry of Water, Land and Air Protection. Octobre 2005 (c). Accord entre le Canada et la Colombie-Britannique sur le contrôle de la qualité de l'eau. *Water Quality Sampling Procedures, Safety and Quality Assurance.*
- Environnement Canada, 2009, Dove, Alice, Serge L'Italien et David Gilroy. *Le manuel des méthodes d'échantillonnage pour le programme de surveillance des Grands Lacs,*
- Federal Interagency Sedimentation Project. 1965. *Operating instructions suspended sediment hand sampler, US DH-48.* Mai 1965
- (GOMC) Gulf of Maine Council on the Marine Environment, Monitoring Committee. 1992. Deuxième édition. *Gulfwatch Project Standard Procedures for Field Sampling, Measurement and Sample Preparation. Gulfwatch Pilot Project Period 1991 - 1992*

- (GOMC) Gulf of Maine Council on the Marine Environment, Monitoring Committee. August 1997. *Gulfwatch Project Standard Procedures: Field and Laboratory*
- (ISO) Organisation internationale de normalisation. *Qualité de l'eau : échantillonnage : partie 4 : guide pour l'échantillonnage des eaux des lacs naturels et des lacs artificiels, ISO 5667-4:1987(F), 1987.*
- (ISO) International Standards Organization. 1998. *Water Quality Sampling – Part 14: Guidance on Quality Assurance of Environmental Water Sampling and Handling. ISO 5667-14:1998(E).*
- (ISO) International Standards Organization. 2003(a). *Water Quality– Selection and Application of Ready-to-Use Test Kit Methods in Water Analysis. ISO 17381:2003(E).*
- (ISO) Organisation internationale de normalisation. *Qualité de l'eau : matériel d'analyse/capteurs directs pour l'eau : spécifications et essais de performance, ISO 15839:2003(F), 2003(b).*
- (ISO) International Standards Organization. 2008(a). Ébauche. *Water Quality Sampling – Part 6: Guidance on Sampling in Rivers and Streams. ISO 5667-6:2005(E).*
- (ISO) Organisation internationale de normalisation. *Qualité de l'eau : échantillonnage : partie 23 : détermination des polluants prioritaires dans les eaux de surface par échantillonnage passif, ISO/TC 147/SC 6 N, 2008 (b). Ébauche.*
- (ISO) Organisation internationale de normalisation. *Qualité de l'eau : échantillonnage : partie 3 : lignes directrices pour la conservation et la manipulation des échantillons d'eau, ISO 5667-3, 2008 (c). Ébauche.*
- Le réseau d'évaluation et de surveillance écologiques (RESE). Non daté (a). *Protocoles de mesure de la biodiversité : le phytoplancton d'eau douce.* D. L. Findlay et H. J. Kling.
- Le réseau d'évaluation et de surveillance écologiques (RESE). Non daté (b). *Protocoles de mesure de la biodiversité : les parasites des poissons d'eau douce.* David L. Marcogliese et le Comité de coordination du module de parasitologie.
- Le réseau d'évaluation et de surveillance écologiques (RESE). Non date (c). *Protocoles de mesure de la biodiversité : les macroinvertébrés benthiques dulcicoles.* D. M. Rosenberg, I. J. Davies, D. G. Cobb et A. P. Wiens.
- Le réseau d'évaluation et de surveillance écologiques (RESE). Non daté (d). *Protocoles de mesure de la biodiversité : zooplancton des eaux douces.* Michael Paterson.
- Le réseau d'évaluation et de surveillance écologiques (RESE). *RESE : protocoles et normes de surveillance : phrénologie de la glace, 2003.*

- Le réseau d'évaluation et de surveillance écologiques (RESE-Nord). *Eaux du Nord : un guide pour concevoir et mener des observations sur la qualité de l'eau dans le nord du Canada*, 2005.
- Ministère de l'Environnement, Gouvernement du Québec. Octobre 2000. *Suivi de la qualité de l'eau des rivières et petits cours d'eau*. Serge Hébert et Stéphane Légaré.
- Ministère de l'Environnement, Gouvernement du Québec. (2004). *Programme de surveillance des substances toxiques contenues dans les chairs de poissons de pêche sportive en eau douce, Protocole d'échantillonnage*. Roger Audet.
- NEG/ECP Committee on the Environment, Mercury Task Force, Fish Tissue Sub-group. Août 2001. *Fish Tissue Testing and Analysis Practices in the New England States and Eastern Canadian Provinces*.
- New Brunswick Department of Environment and Local Government. Juillet 2000. *Volunteer's Guide to Water Quality Monitoring. Version T2000-1*.
- Newfoundland Department of Environment and Labour. Décembre 1999. *Sampling Manual (Water, Sediment, and Biological Sampling)*. Accord entre le Canada et Terre-Neuve sur le contrôle de la qualité de l'eau.
- Nova Scotia Department of Environment and Labour. Non daté. *Automated Surface Water Quality Monitoring Network (Heritage River/Protected Area Program)*. B. Taylor tel que consigné par EcoCreate Solutions pour le CCME, 2008.
- Nova Scotia Department of Environment and Labour. 1996. *DOF/DOE Joint Lake Water Quality Monitoring Program – Summer 1996 Field Protocol for Water Sampling*. D. Taylor.
- Ontario Ministry of the Environment. Décembre 2005. *Ontario Benthos Biomonitoring Network Protocol Manual*. C. Jones, K. M. Somers, B. Craig et T. B. Reynoldson
- Ontario Ministry of the Environment. Memorandum. Le 1^{er} août 2006. *Water Sample Collection and Submission Protocols for Partners in the Provincial Water Quality Monitoring Network*. Aaron Todd.
- Parcs Canada. *Surveillance et rapports relatifs à l'intégrité écologique dans les parcs nationaux du Canada : volume II : guide pour l'établissement de programmes de surveillance de l'IE à l'échelle des parcs*, mars 2007.
- Prince Edward Island. Non daté. *PEI Standard Operating Procedure for DEEF – Watershed Management YSI 55 and 85 Field Meters*.
- Province of Saskatchewan. Non daté. *Surface Water Quality Monitoring Sampling Methods*.

Resource Information Standards Committee (RISC). 1994. Lake and Stream Bottom Sediment Sampling Manual. 1994.

Service des eaux municipales; Ministère du Développement durable, de l'Environnement et des Parcs. Gouvernement du Québec. Mars 2005. *Guide d'identification des fleurs d'eau de cyanobactéries. Comment les distinguer des végétaux observés dans nos lacs et nos rivières.*

United States Environmental Protection Agency. Juin 2005. *Microbial Source Tracking Guide Document*. EPA/600/R-05/064.

United States Geological Survey (USGS). 2005. *A guide to the proper selection and use of federally approved sediment and water-quality samplers. Open-file report 2005-1087*. U.S. Department of the Interior et U.S. Geological Survey.

United States Geological Survey (USGS). 2006. Guidelines and standard procedures for continuous water-quality monitors: station operation, record computation, and data reporting. Techniques and Methods 1-D3. U.S. Department of the Interior and U.S. Geological Survey.