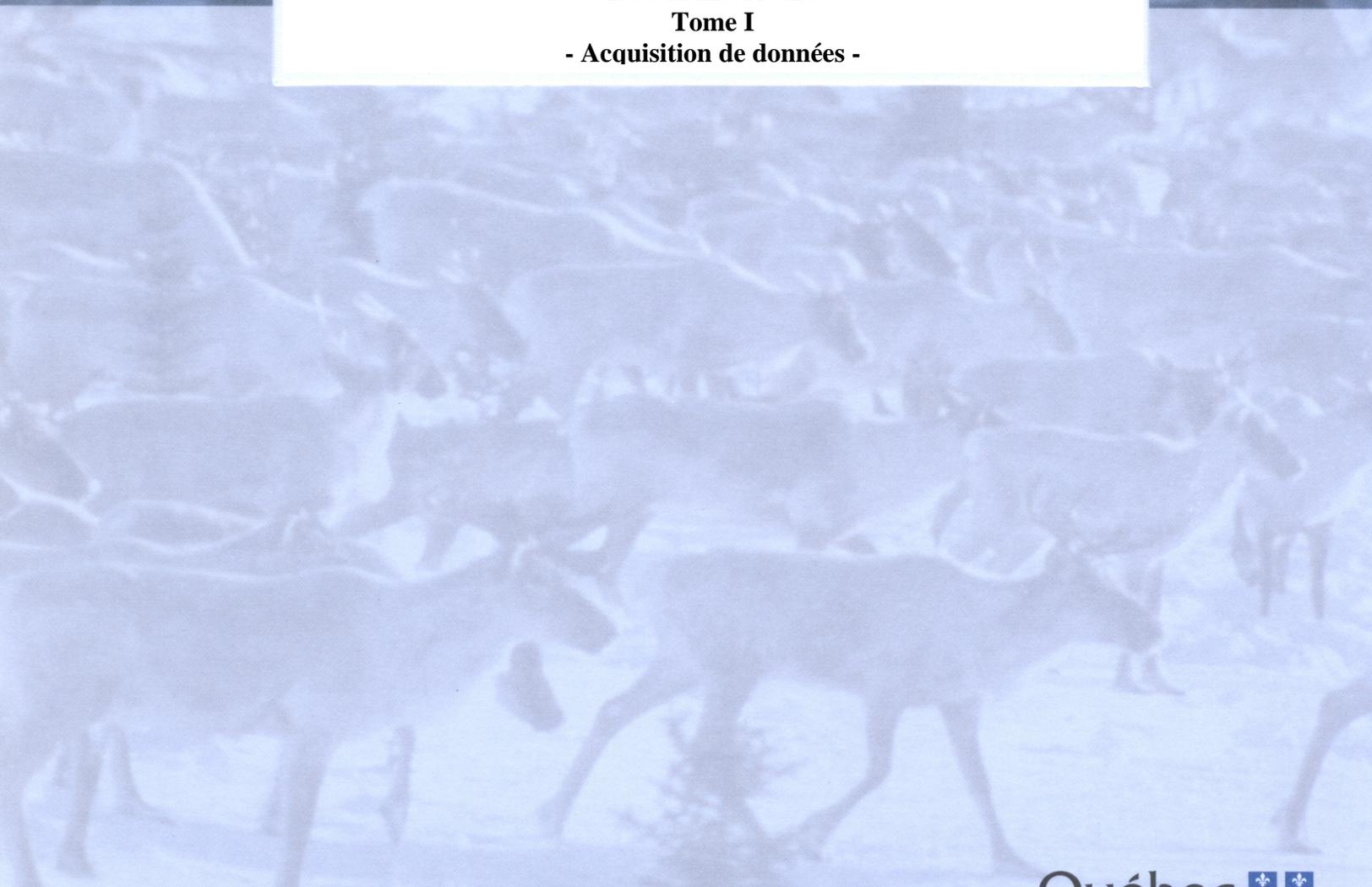


Des femmes, des hommes, des régions, **nos ressources...**



**Guide de normalisation des méthodes d'inventaire ichthyologique
en eaux intérieures
Tome I
- Acquisition de données -**



Direction de l'expertise sur la faune et ses habitats

**Guide de normalisation des méthodes d'inventaire
ichtyologique en eaux intérieures**

Tome I

- Acquisition de données -

Par

Service de la faune aquatique

Pour le
Ministère des Ressources naturelles et de la Faune
Secteur Faune

Février 2011

Note au lecteur

Un premier document décrivant les normes et les méthodes utilisées en faune aquatique au ministère de l'Environnement et de la Faune a été publié en 1994. Compte tenu des développements dans le domaine et de l'expérience acquise, le Ministère a jugé nécessaire d'en faire la mise à jour. Un comité a donc été formé pour revoir et améliorer le document.

La structure du *Guide de normalisation des méthodes d'inventaire ichthyologique en eaux intérieures* est prévue en deux tomes. Le Tome I traite de l'acquisition des données. Son contenu touche principalement les inventaires ichthyologiques en lac et en cours d'eau, éléments nécessaires au développement, en parallèle, (1) d'un système d'information en faune aquatique (IFA) pour le Ministère et (2) du réseau d'inventaire ichthyologique provincial pour le doré, le touladi et l'omble de fontaine. À ce tome sera annexée une extraction condensée des protocoles dans un format permettant l'utilisation sur le terrain. Quant au Tome II, il traitera de l'analyse et de l'interprétation des données d'inventaire et du développement d'outils diagnostiques pour établir l'état d'une population.

Réalisation

Rédaction :
Véronique Leclerc (coordination, conception et réalisation)¹
Martin Arvisais¹
Alain Demers²
Henri Fournier³
Hélène Gouin (coordination)¹
Louis Houde⁴
Alain Lachapelle (direction)⁵
Michel Legault¹
Daniel Nadeau⁶

Collaborateur à la rédaction : Jean Robitaille⁷

¹ Service de la faune aquatique, Direction de l'expertise sur la faune et ses habitats, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, 880, chemin Sainte-Foy, 2^e étage, Québec (Québec) G1S 4X4, Téléphone : 418 627-8694, poste 7407, Courriels : martin.arvisais@mrnf.gouv.qc.ca, helene.gouin@mrnf.gouv.qc.ca, veronique.leclerc@mrnf.gouv.qc.ca, michel.legeault@mrnf.gouv.qc.ca.

² Ministère du Développement durable, de l'Environnement et des Parcs, 675, boulevard René-Lévesque Est, 4^e étage, Québec (Québec) G1R 5V7, Téléphone : 418 521-3907, poste 4471, Courriel : alain.demers@mddep.gouv.qc.ca.

³ Direction de l'Expertise Faune-Forêts de l'Outaouais, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, 16, impasse de la Gare-Talon, Gatineau, Québec (Québec) J8T 0B1, Téléphone : 819 246-4827, poste 292, Courriel : henri.fournier@mrnf.gouv.qc.ca.

⁴ Direction de l'expertise Énergie-Faune-Forêts-Mines-Territoire de la Mauricie-Centre-du-Québec, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, 100, rue Laviolette, local 207, Trois-Rivières (Québec) G9A 5S9, Téléphone : 819 371-6151, poste 330, Courriel : louis.houde@mrnf.gouv.qc.ca.

⁵ Direction de l'expertise Faune-Forêts-Territoire du Bas-Saint-Laurent, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, 92, 2^e rue Ouest, bureau 207, Rimouski (Québec) G5L 8B3, Téléphone : 418 727-3710, poste 500, Courriel : alain.lachapelle@mrnf.gouv.qc.ca.

⁶ Direction de l'expertise Énergie-Faune-Forêts-Mines-Territoire, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, 70, avenue Québec, Rouyn-Noranda (Québec) J9X 6R1, Téléphone : 819 763-3388, poste 434, Courriel : daniel.nadeau@mrnf.gouv.qc.ca.

⁷ Bureau d'écologie appliquée, 3036, rue Saint-Laurent, Lévis (Québec) G6V 3W5, Téléphone : 418 839-5658, Courriel : jrobitaille@globetrotter.qc.ca.

Référence à citer :

SERVICE DE LA FAUNE AQUATIQUE (2011). *Guide de normalisation des méthodes d'inventaire ichtyologique en eaux intérieures*, Tome I, Acquisition de données, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Québec, 137 p.

Table des matières

Table des matières.....	iv
Liste des tableaux.....	ix
Liste des figures.....	xi
Liste des annexes.....	xii
Liste des espèces végétales.....	xiii
Liste des espèces d’invertébrés.....	xiii
Liste des espèces de poissons.....	xiii
1. Introduction.....	1
2. Préparatifs.....	2
2.1. Planification des travaux.....	2
2.2. Dispersion d’espèces aquatiques envahissantes et des maladies de la faune aquatique.....	4
2.2.1. Protocole — Espèces aquatiques envahissantes.....	5
2.2.2. Protocole — Septicémie hémorragique virale.....	6
2.3. Espèces en situation précaire.....	7
3. Descripteurs du milieu physique.....	7
3.1. Description et localisation du plan d’eau.....	7
3.1.1. Nom.....	8
3.1.2. Numéros du plan d’eau et du bassin hydrographique.....	8
3.1.3. Coordonnées géographiques.....	9
3.1.4. Région administrative.....	9
3.2. Descripteurs d’habitat lac et cours d’eau.....	9
3.2.1. Paramètres morphométriques.....	9
Bathymétrie.....	10
Altitude.....	10
Superficie.....	11
Périmètre.....	12

Volume	12
Profondeur moyenne et profondeur maximale	13
Indice de développement du littoral	15
3.2.2. Paramètres hydrométriques	15
Superficie du bassin versant	15
Ordre de Strahler	16
Débit théorique moyen annuel.....	16
Temps de renouvellement d'un lac.....	18
Courant et débit d'un cours d'eau.....	18
Faciès d'écoulement	19
3.2.3. Substrat	19
3.2.4. Végétation aquatique	20
3.3. Paramètres limnologiques	21
3.3.1. Échantillonnage	21
3.3.2. Température et oxygène dissous	23
3.3.3. Conductivité, solides totaux dissous et pH.....	24
3.3.4. Transparence.....	27
3.3.5. Turbidité	28
3.3.6. Teinte et couleur	28
3.3.7. Phosphore	29
4. Pêche expérimentale	35
4.1. Pêche expérimentale en lac	36
4.1.1. Généralités.....	36
Strate d'échantillonnage et emplacement des stations	36
Période d'échantillonnage	38
Sélection de l'engin et procédure d'installation	39
Effort d'échantillonnage	40

Taille de l’échantillon pour l’estimation des paramètres de population.....	42
4.1.2. Protocole d’échantillonnage pour les pêches expérimentales à doré jaune.....	43
Espèce visée.....	43
Période et strate d’échantillonnage.....	44
Engin de pêche.....	45
Installation de l’engin	45
Effort d’échantillonnage	46
Taille de l’échantillon	46
Traitement des captures	47
4.1.3. Protocole d’échantillonnage pour les pêches expérimentales à touladi	47
Espèce visée.....	47
Période et strate d’échantillonnage.....	48
Engin de pêche.....	49
Installation de l’engin	49
Effort d’échantillonnage.....	50
Taille de l’échantillon	50
Traitement des captures	51
4.1.4. Protocole d’échantillonnage pour les pêches expérimentales à omble de fontaine.....	52
Espèce visée.....	52
Période et strate d’échantillonnage.....	52
Engin de pêche.....	53
Installation de l’engin	53
Effort d’échantillonnage	54
Taille de l’échantillon	54
Traitement des captures	55
4.1.5. Protocole d’échantillonnage pour les pêches expérimentales à omble chevalier oquassa.....	55

Espèce visée.....	55
Période et strate d’échantillonnage.....	56
Engin de pêche.....	56
Installation de l’engin	57
Effort d’échantillonnage	57
Taille de l’échantillon.....	58
Traitement des captures.....	58
4.1.6. Protocole d’échantillonnage de pêche expérimentale pour l’inventaire de la communauté en lac.....	59
Période et strate d’échantillonnage.....	59
Engins de pêche et installation	60
Effort d’échantillonnage	62
Taille de l’échantillon.....	66
Traitement des captures.....	66
4.2. Pêche expérimentale en cours d’eau.....	66
4.2.1. Introduction	66
4.2.2. Engin de pêche	67
4.2.3. Élaboration du protocole d’échantillonnage.....	69
Espèces visées.....	70
Plan d’échantillonnage	71
Aire d’étude, nombre et emplacement des stations d’échantillonnage.....	73
Distance linéaire des stations d’échantillonnage.....	74
Unité d’effort	76
Période d’échantillonnage	76
Traitement des captures.....	77
5. Descripteurs biologiques.....	78
5.1. Espèce et dénombrement	79

5.2. Longueur	80
5.3. Masse	81
5.4. Sexe et maturité sexuelle	82
5.4.1. Sexe	82
5.4.2. Maturité sexuelle	85
Femelles.....	85
Mâles... ..	86
5.5. Structures de détermination d’âge	87
5.6. État de santé	88
5.7. Analyses génétiques.....	89
5.8. Analyse des contaminants.....	90
5.8.1. Sélection des spécimens	92
5.8.2. Préparation des échantillons	93
5.9. Analyse de la diète	94
Bibliographie.....	95

Liste des tableaux

Tableau 1. Liste des descripteurs d'habitat essentiels (E) et complémentaires (C) à mesurer en lac et en cours d'eau.....	3
Tableau 2. Liste des descripteurs biologiques essentiels et complémentaires à mesurer chez les poissons des espèces visées par les pêches expérimentales en lac (doré jaune, touladi, omble de fontaine et omble chevalier ouassa).	3
Tableau 3. Classes de granulométrie du substrat.....	19
Tableau 4. Protocole d'échantillonnage de l'eau selon la précision désirée dans la mesure du phosphore total.....	30
Tableau 5. Caractéristiques du filet expérimental recommandé par le MRNF pour la capture du doré jaune et du touladi.....	45
Tableau 6. Effort de pêche minimal à déployer pour l'inventaire d'une population de doré jaune en fonction de la superficie totale du plan d'eau.....	46
Tableau 7. Effort de pêche minimal à déployer pour l'inventaire d'une population de touladi en fonction de la superficie totale du plan d'eau.....	50
Tableau 8. Caractéristiques du filet expérimental recommandé par le MRNF pour la capture de l'omble de fontaine et de l'omble chevalier ouassa.....	53
Tableau 9. Effort de pêche minimal à déployer pour l'inventaire d'une population d'omble de fontaine ou d'omble chevalier ouassa en fonction de la superficie totale du plan d'eau.....	54
Tableau 10. Effort de pêche minimal à déployer en fonction de la superficie totale du plan d'eau pour confirmer la présence ou estimer l'abondance relative de l'omble chevalier ouassa.....	58
Tableau 11. Caractéristiques de chaque bande constituant l'engin à grandes mailles normalisé pour un inventaire de communauté.....	61
Tableau 12. Caractéristiques de chaque bande constituant l'engin à petites mailles normalisé pour un inventaire de communauté.....	62
Tableau 13. Strate de profondeur échantillonnée par chaque type d'engin dans le cadre des pêches expérimentales pour un inventaire de communauté.....	63

Tableau 14. Effort de pêche minimal de l'engin à grandes mailles, par strate de profondeur, en fonction de la superficie et de la profondeur maximale d'un plan d'eau pour un inventaire de communauté.....	64
Tableau 15. Effort de pêche minimal de l'engin à petites mailles, par strate de profondeur, en fonction de la superficie et de la profondeur maximale d'un plan d'eau pour un inventaire de communauté.....	65
Tableau 16. Protocole pas-à-pas de pêche à l'électricité selon l'approche par retraits multiples.....	73
Tableau 17. Espèces d'intérêt pour le MRNF pour lesquelles la prise de données sur chacun des spécimens est obligatoire.....	78
Tableau 18. Facteurs de conversion de la longueur à la fourche (LF) en longueur totale (LT) pour les espèces d'intérêt.....	81
Tableau 19. Critères de détermination du sexe (mâle, M; femelle, F; indéterminé, IND) et de la probabilité de la participation à la prochaine fraie (oui, O; non, N; indéterminé, IND) chez les poissons capturés au moment des pêches expérimentales normalisées.....	83
Tableau 20. Structure anatomique calcifiée à prélever pour la détermination de l'âge chez plusieurs espèces de poissons d'eau douce du Québec.....	87

Liste des figures

Figure 1. Les régions administratives du Québec.....	10
Figure 2. Estimation de la profondeur moyenne d'un lac à partir de la méthode des lignes de sondage pour : a) des lacs typiques; b) des lacs de forme « carrée » ou en croix; et c) des lacs ayant une baie de superficie importante.....	14
Figure 3. Détermination de l'ordre de Strahler d'un plan d'eau.....	16
Figure 4. Bilan hydrique annuel (précipitation-évapotranspiration) des différentes régions du Québec.....	17
Figure 5. Profils de température (●) et d'oxygène dissous (○) et délimitation des zones de stratification en période de stratification estivale dans le bassin nord du lac Saint-Joseph, dans la région de Québec.....	22
Figure 6. Généralisation de la distribution verticale de la température (Temp.) et de la concentration d'oxygène dissous (OD) durant les quatre saisons pour des lacs typiquement oligotrophes et eutrophes.....	24
Figure 7. Porte-bouteille suggéré pour l'échantillonnage intégré du phosphore total.....	33
Figure 8. Généralisation de la distribution verticale du phosphore total (PT) et profil de température (Temp.) et d'oxygène dissous (OD) en période de stratification thermique pour : a) des lacs oligotrophes; et b) des lacs eutrophes.....	34
Figure 9. Représentation schématique d'un filet maillant mouillé.....	41
Figure 10. Représentation schématique des deux engins utilisés dans la méthode ontarienne pour un inventaire de la communauté, en haut l'engin à grandes mailles et en bas, l'engin à petites mailles, de même que la terminologie utilisée. Noter que les schémas ne sont pas à l'échelle.....	60
Figure 11. Arbre de décision pour les pêches à l'électricité en cours d'eau.....	70
Figure 12. Mesures courantes de la longueur chez un poisson — longueur à la fourche et longueur totale, exprimées en millimètres.....	80
Figure 13. Stades de développement des gonades chez : a) le doré; et b) les salmonidés.....	84
Figure 14. Extraction des otolithes chez l'omble de fontaine.....	89

Liste des annexes

Annexe 1. Principales règles de sécurité en embarcation	110
Annexe 2. Principales unités de mesure utilisées dans le <i>Guide de normalisation des méthodes d'inventaire en eaux intérieures</i>	112
Annexe 3. Plantes aquatiques les plus courantes en milieu aquatique.	113
Annexe 4. Identification de <i>Myriophyllum spicatum</i> et de <i>M. exalbescens</i>	118
Annexe 5. Résumé des paramètres limnologiques à obtenir pour un inventaire en lac.	119
Annexe 6. Résumé des caractéristiques du protocole d'échantillonnage pour les pêches expérimentales monospécifiques.	120
Annexe 7. Détermination de l'emplacement des stations de pêche expérimentale.	121
Annexe 8. Résumé des caractéristiques du protocole d'échantillonnage pour les pêches expérimentales visant l'inventaire de la communauté.	124
Annexe 9. Règles de nomenclature pour composer les codes d'identification des poissons.	125
Annexe 10. Liste des codes des espèces de poissons en fonction des groupes fonctionnels.	127
Annexe 11. Procédures d'emballage et d'expédition de poissons pour analyses pathologiques.	133
Annexe 12. Limites des classes de taille des spécimens sélectionnés pour une analyse des contaminants en fonction de l'espèce.	136
Annexe 13. Liste des numéros d'échantillons générés par le MDDEP par espèce et par classe de taille.	137
Annexe 14. Exemple de fiche de pêche accompagnant les échantillons pour l'analyse des contaminants.	138

Liste des espèces végétales

Algue didymo.....	<i>Didymosphenia geminata</i>
Châtaigne d'eau.....	<i>Trapa natans</i>
Myriophylle blanchissant.....	<i>Myriophyllum exalbescens</i>
Myriophylle à épis.....	<i>Myriophyllum spicatum</i>

Liste des espèces d'invertébrés

Crevette rouge sang.....	<i>Hemimysis anomala</i>
Écrevisse à taches rouges.....	<i>Orconectes rusticus</i>
Moule zébrée.....	<i>Dreissena polymorpha</i>
Moule quagga.....	<i>Dreissena bugensis</i>
Petite corbeille d'Asie.....	<i>Corbicula fluminea</i>
Vivipare chinoise.....	<i>Cipangopaludina chinensis</i>

Liste des espèces de poissons

Chevalier cuivré	<i>Moxostoma hubbsi</i>
Cisco de lac.....	<i>Coregonus artedi</i>
Doré jaune.....	<i>Sander vitreus</i>
Doré noir.....	<i>Sander canadensis</i>
Éperlan arc-en-ciel.....	<i>Osmerus mordax</i>
Gobie à taches noires.....	<i>Neogobius melenostomus</i>
Grand corégone.....	<i>Coregonus clupeaformis</i>
Meunier noir.....	<i>Catostomus commersonii</i>
Omble chevalier oquassa.....	<i>Salvelinus alpinus oquassa</i>
Omble de fontaine.....	<i>Salvelinus fontinalis</i>
Perchaude.....	<i>Perca flavescens</i>
Tanche.....	<i>Tinca tinca</i>
Touladi.....	<i>Salvelinus namaycush</i>
Truite arc-en-ciel.....	<i>Oncorhynchus mykiss</i>

1. INTRODUCTION

Le Québec compte plus de 800 000 adeptes de pêche sportive qui dépensent plus d’un milliard de dollars pour la pratique de leur activité récréative¹. Dans ce contexte, le ministère des Ressources naturelles et de la Faune (MRNF) développe des outils de gestion de plus en plus performants afin d’assurer la conservation de la ressource « poisson », dans une perspective de développement durable. Le Ministère a donc jugé primordial de normaliser ses méthodes d’inventaire ichtyologique et de les consigner dans un guide, autant pour son propre usage que pour celui de ses partenaires.

Dans tous les domaines, la normalisation a favorisé le progrès. Pour l’acquisition de données en science halieutique, la normalisation signifie récolter des données d’une façon qui permet des comparaisons rigoureuses et significatives (Bonar *et al.* 2009a). Les méthodes normalisées offrent plusieurs avantages. Tout d’abord, elles permettent l’acquisition de séries temporelles fiables. En effet, puisque les populations de poissons peuvent prendre des années à répondre à des modifications de gestion ou à des perturbations, les séries de données temporelles peuvent être utilisées pour évaluer le succès ou l’échec des mesures de gestion ou encore l’ampleur d’une perturbation. Aussi, les données acquises par des méthodes normalisées peuvent être comparées entre les populations, et ce, à l’échelle du territoire québécois. La normalisation peut également encourager l’échange de données et améliorer la communication entre les biologistes tout en promulguant la collaboration entre les régions, dans un contexte de suivi des populations et de gestion de la pêche sportive.

L’objectif général du *Le Guide de normalisation des méthodes d’inventaire ichtyologique en eaux intérieures* du MRNF est d’uniformiser l’acquisition des données sur les populations de poissons d’intérêt sportif du Québec, favorisant de cette manière une interprétation rigoureuse et fiable des données dans un contexte de gestion. Ce guide est publié en deux tomes. Le premier tome décrit les méthodes normalisées pour l’acquisition de données sur le terrain. L’ouvrage a été structuré de façon à présenter en détail toutes les variables requises lors d’un inventaire

¹ <http://www.mrnf.gouv.qc.ca/publications/faune/statistiques/peche.pdf>

ichthyologique, tout en justifiant leur importance dans le contexte de normalisation. Bien que cette base constitue un minimum requis, d’autres variables peuvent être estimées pour répondre à des besoins particuliers du Ministère ou de ses partenaires; le *Guide* présente alors les méthodes suggérées pour certaines de ces variables.

La première section du tome I traite de la planification des inventaires ichthyologiques, et propose des procédures afin d’éviter la dispersion des espèces aquatiques envahissantes et de la septicémie hémorragique virale (SHV) de même que les préoccupations à l’égard des espèces en situation précaire, ces problématiques étant de plus en plus d’actualité au Québec. La deuxième section présente l’ensemble des descripteurs du milieu physique à acquérir afin de décrire le plan d’eau et l’habitat du poisson. Enfin, les deux dernières sections présentent les protocoles de pêche expérimentale, en lac comme en cours d’eau, ainsi que les descripteurs biologiques à obtenir sur les captures afin de pouvoir poser un diagnostic sur l’état de la population d’une espèce visée ou encore sur la communauté.

Le tome II, quant à lui, porte sur l’analyse et l’interprétation des données acquises ainsi que sur le développement d’outils pour diagnostiquer l’état de santé des populations de poissons d’intérêt sportif.

2. PRÉPARATIFS

2.1. Planification des travaux

Une bonne planification, amorcée bien avant la saison d’échantillonnage, est le gage d’une prise de données efficace et complète. Le point de départ de cet exercice est de bien établir l’objectif de l’étude, identifier la ou les espèces visées et définir toutes les variables que l’on devra mesurer sur le terrain. Chaque inventaire ichthyologique comporte deux types de données : les descripteurs de l’habitat (tableau 1) et les descripteurs biologiques (tableau 2). Certains paramètres sont considérés comme essentiels : un inventaire ichthyologique ne pourrait être considéré comme complet sans cette information de base. Des paramètres complémentaires peuvent se greffer à ces données fondamentales selon les besoins du projet ou le contexte de l’étude (tableaux 1 et 2).

Tableau 1. Liste des descripteurs d'habitat essentiels (E) et complémentaires (C) à mesurer en lac et en cours d'eau.

Descripteurs en lac	E	C	Descripteurs en cours d'eau	E	C
Morphométriques			Morphométriques		
Altitude	✓		Altitude	✓	
Superficie	✓		Largeur	✓	
Périmètre	✓		Profondeur maximale	✓	
Profondeur moyenne	✓		Profondeur moyenne		✓
Profondeur maximale	✓				
Volume	✓		Hydrométriques		
Indice du développement du littoral		✓	Ordre de Strahler		✓
Hydrométriques			Faciès d'écoulement	✓	
Superficie du bassin versant		✓	Courant		✓
Ordre de Strahler		✓	Débit		✓
Débit théorique moyen annuel		✓			
Temps de renouvellement		✓	Limnologiques		
Limnologiques			Température	✓	
Température	✓		Oxygène dissous		✓
Oxygène dissous	✓		pH	✓	
pH	✓		Conductivité et solides totaux dissous	✓	
Conductivité et solides totaux dissous	✓		Substrat	✓	
Transparence	✓		Turbidité	✓	
Teinte, couleur apparente et vraie		✓	Nature des berges		✓
Phosphore total		✓	Présence d'obstacles		✓
Substrat		✓	Végétation aquatique		✓
Végétation aquatique		✓	Espèces aquatiques envahissantes	✓	
Espèces exotiques envahissantes	✓		Identification amphibiens et reptiles	✓	

Tableau 2. Liste des descripteurs biologiques essentiels et complémentaires à mesurer chez les poissons des espèces visées par les pêches expérimentales en lac (doré jaune, touladi, omble de fontaine et omble chevalier ou quassa).

Descripteurs	Essentiel	Complémentaire
Longueur	✓	
Masse	✓	
Sexe	✓	
Maturité sexuelle	✓	
Âge	✓	
État de santé	✓	
Analyse génétique	✓	
Analyse des contaminants	✓	
Analyse de la diète		✓

La liste des données à recueillir ainsi que les précisions concernant l'échantillonnage des poissons permettent de compiler une fiche de terrain ainsi que de dresser méthodiquement une liste du matériel et de l'équipement requis pour effectuer les travaux. On peut ensuite établir un budget pour le projet, prévoir le personnel requis et procéder aux achats, si nécessaire. Le cas échéant, l'exercice de planification permet de coordonner le calendrier d'utilisation d'un équipement particulier ou du personnel spécialisé qui devrait provenir d'une autre région. Enfin, les questions relatives à la sécurité (annexe 1) doivent aussi être revues durant cette phase préparatoire aux travaux de terrain.

2.2. Dispersion d'espèces aquatiques envahissantes et des maladies de la faune aquatique

Dans le cadre des inventaires sur le terrain, une grande attention doit être accordée au risque de dispersion fortuite d'organismes indésirables, en particulier des espèces aquatiques envahissantes². Les principales espèces aquatiques envahissantes au Québec sont l'algue didymo, le myriophylle à épis, la châtaigne d'eau, la moule zébrée, la moule quagga et le gobie à taches noires. Toutefois, d'autres espèces aquatiques envahissantes sont répertoriées au Québec, notamment un bivalve appelé la petite corbeille d'Asie, un gastéropode, la vivipare chinoise, la crevette rouge sang, l'écrevisse à taches rouges et la tanche. L'introduction de ces espèces peut compromettre la biodiversité des milieux récepteurs, modifier le fonctionnement des écosystèmes et éventuellement nuire aux espèces indigènes.

Il est aussi primordial de contrer la propagation des maladies de la faune. La principale maladie préoccupante est la septicémie hémorragique virale. La SHV est une maladie infectieuse causée par un virus affectant les poissons marins et dulcicoles³. Même si cette maladie n'a aucune incidence sur la santé humaine, elle peut décimer les populations de poissons touchées. La SHV se manifeste par plusieurs symptômes; les poissons infectés peuvent avoir des yeux exorbités, des saignements autour des yeux et à la base des nageoires, des branchies décolorées, un corps

² <http://www.mddep.gouv.qc.ca/biodiversite/nuisibles/index.htm#prevention>

<http://www.mddep.gouv.qc.ca/biodiversite/eae/didymo.htm>

³ <http://www.mrnf.gouv.qc.ca/faune/sante-maladies/septicemie-virale.jsp>

noirci, un ventre protubérant en raison d'une accumulation de liquide dans la cavité abdominale, ils peuvent nager en spirale, etc.

Les espèces aquatiques envahissantes peuvent être transportées naturellement hors de leur aire de distribution habituelle. Cependant, l'être humain et ses activités, notamment les sports nautiques et la pêche sportive, constituent le principal vecteur d'introduction et de dispersion de ces organismes et de la SHV. Il est donc important d'être au fait des risques de propagation associés au travail en milieu aquatique, car la liste des espèces exotiques envahissantes et des maladies associées à la faune aquatique risque de s'allonger avec les années.

2.2.1. Protocole — Espèces aquatiques envahissantes

Tous les objets qui viennent en contact avec l'eau (véhicules, remorques, embarcations, engins de pêche, équipement d'échantillonnage, bottes ou vêtements) peuvent devenir un vecteur de propagation. Généralement, on doit procéder à leur nettoyage systématique selon les procédures suivantes :

1. Avant de quitter le plan d'eau, enlever toute plante ou tout animal visible comme le myriophylle à épis ou la moule zébrée;
2. drainer l'eau du moteur, du vivier, du fond de cale et du puits d'arcasse une fois sur terre, avant de quitter le plan d'eau;
3. rincer l'embarcation et l'équipement à l'eau chaude ($> 40\text{ °C}$) et terminer en arrosant à haute pression;
4. laisser sécher tout l'équipement au moins cinq jours, de préférence à l'intérieur, car l'exposition au soleil risque d'endommager le matériel des engins de pêche.

Les bottes à semelles feutrées sont d'excellents vecteurs de dispersion pour l'algue didymo. Celle-ci survivra dans l'eau ou dans tout environnement humide. Pour éviter la dispersion de l'algue didymo, les feutres doivent être immergés au moins 40 minutes dans de l'eau chaude à une température constante de $\geq 45\text{ °C}$ ou au moins 30 minutes dans une solution d'eau savonneuse à 5 % (p. ex., 950 ml d'eau pour 50 ml de savon à vaisselle) maintenue à une température constante de $\geq 45\text{ °C}$. Les feutres doivent sécher complètement par la suite.

Ces méthodes peuvent devenir fastidieuses et alourdir le travail de terrain. Il est toutefois possible de mesurer, *a priori*, le risque de dispersion et de déterminer quelles mesures préventives préconiser :

- en restant au fait de l'état de dispersion des organismes qui présentent, dans la région concernée, les risques les plus élevés d'être transportés lors des sorties sur le terrain⁴;
- en procédant, sur une base régulière, au nettoyage du matériel selon les procédures présentées ci-dessus pour les organismes problématiques dans la région;
- en tenant à jour un registre des pièces d'équipement, de leur calendrier de nettoyage et des plans d'eau où on les utilise;
- en portant une attention particulière aux équipements partagés par plusieurs régions;
- en planifiant les campagnes d'échantillonnage de façon à débiter, avec un équipement fraîchement nettoyé, dans les régions ou parties de bassin considérées comme exemptes d'envahisseurs (habituellement le bassin supérieur), pour ensuite progresser vers les secteurs plus susceptibles d'être déjà contaminés.

2.2.2. Protocole — Septicémie hémorragique virale

À ce jour, aucun cas de SHV n'a été répertorié au Québec. Cependant, la probabilité de propagation est bel et bien réelle, la SHV ayant été observée chez des poissons des Grands Lacs. Par conséquent, le MRNF a mis en place un plan d'intervention pour prévenir son introduction. La surveillance active de la SHV dans les eaux du Québec constitue un des éléments majeurs de ce plan, car il sera plus facile de lutter contre le virus s'il est rapidement détecté.

Les vecteurs potentiels de transmission de la SHV sont sensiblement les mêmes que les vecteurs de dispersion des espèces aquatiques envahissantes. Conséquemment, le protocole à respecter est le même que celui décrit plus haut. Cependant, considérant que la prévalence de la SHV est plus élevée dans le système Saint-Laurent–Grands-Lacs, la décontamination du matériel doit être systématique lorsque l'équipement transite du fleuve Saint-Laurent vers les eaux intérieures.

⁴ <http://www.mddep.gouv.qc.ca/biodiversite/nuisibles/index.htm#prevention>

<http://www.mddep.gouv.qc.ca/biodiversite/eae/didymo.htm>

2.3. Espèces en situation précaire

Les espèces fauniques en situation précaire comprennent les espèces désignées menacées ou vulnérables, ainsi que les espèces susceptibles d’être désignées menacées ou vulnérables. Parmi celles-ci se trouvent plusieurs espèces, sous-espèces et populations de poissons⁵. Afin de favoriser la conservation de ces espèces, il est nécessaire de porter une attention particulière à leur présence dans les plans d’eau étudiés.

Lorsque les relevés doivent être effectués dans des plans d’eau abritant une espèce de poisson en situation précaire, il faut contacter le coordonnateur de l’équipe de rétablissement concernée du MRNF afin de savoir comment limiter les prises accidentelles ou le dérangement de l’espèce en question. Si des individus sont tout de même capturés vivants lors des pêches expérimentales, on devrait seulement les mesurer et les libérer. Des données complètes doivent cependant être prises sur les spécimens capturés morts ou si l’inventaire concerne spécifiquement l’espèce à statut précaire (p. ex., l’omble chevalier oquassa).

3. DESCRIPTEURS DU MILIEU PHYSIQUE

La dynamique et la structure des populations de poissons sont intimement liées à l’habitat dans lequel évoluent les individus. C’est pourquoi la gestion d’une population de poissons nécessite une description détaillée du plan d’eau (lac ou cours d’eau) et de la qualité de l’habitat qu’il fournit. Conséquemment, plusieurs renseignements doivent être colligés pour optimiser l’interprétation des données biologiques. Les unités de mesure utilisées pour les différents descripteurs du milieu physique sont listées à l’annexe 2.

3.1. Description et localisation du plan d’eau

La base de données lacs et cours d’eau (LCE) du ministère du Développement durable, de l’Environnement et des Parcs (MDDEP) rassemble plusieurs renseignements utiles sur des milliers de plans d’eau du Québec, tels que le nom et le numéro officiels, le numéro du bassin

⁵ <http://www.mrnf.gouv.qc.ca/faune/especes/menacees/index.jsp>

hydrographique, les coordonnées géographiques et la superficie. Il est conseillé de débiter par une recherche du plan d'eau dans la banque de données LCE, car elle contient beaucoup d'information. Le Québec compte cependant des centaines de plans d'eau non répertoriés dans la banque LCE du MDDEP. Les renseignements décrits plus bas sont nécessaires pour localiser et identifier du plan d'eau à l'étude. Voici une description de chacun d'eux et la façon de les obtenir.

3.1.1. Nom

Le plan d'eau doit être identifié par le nom qu'a retenu la Commission de toponymie du Québec⁶, il s'agit du nom officiel du plan d'eau. Ce nom est celui indiqué dans la banque de données LCE du MDDEP. Plusieurs plans d'eau de la banque de données LCE n'ont pas de nom reconnu et officiel, ils portent donc la mention « NULL ». Dans ces cas seulement, il convient d'identifier le plan d'eau par le nom régional ou encore par l'annotation « MEF[numéro] » lorsque aucune nomination n'existe.

3.1.2. Numéros du plan d'eau et du bassin hydrographique

L'identification du plan d'eau doit être complétée en inscrivant le numéro du MDDEP. Ce ministère a développé un code numérique d'identification des bassins hydrographiques et des plans d'eau. Le numéro assigné au bassin possède quatre caractères; les deux premiers désignent la région hydrographique et les deux autres, le bassin primaire. Le numéro des lacs comporte cinq caractères et celui des cours d'eau, huit. La liste de ces numéros se trouve dans la banque de données LCE.

Bassins et plans d'eau	Code
Bassin de la rivière Shipshaw	0625
Lac Duhaime (Chicoutimi)	53149
Rivière du Lièvre	04060000

⁶ <http://www.toponymie.gouv.qc.ca/ct/topos/topos.html>

3.1.3. Coordonnées géographiques

La latitude et la longitude du lac ou de la station d'échantillonnage doivent être inscrites sur la fiche de terrain. Pour un lac, on note généralement les coordonnées géographiques au centre de ce dernier. Puisque un cours d'eau peut s'étendre sur plusieurs kilomètres, on note généralement les coordonnées de chacune des stations d'échantillonnage.

Les coordonnées géographiques doivent être notées en degrés décimaux. Plusieurs systèmes de positionnement (GPS) donnent les coordonnées dans le format degrés, minutes et secondes (degrés sexagésimaux, $xx^{\circ} xx' xx''$); elles doivent être transformées et saisies en degrés décimaux, avec cinq chiffres significatifs après la virgule. Par exemple :

Latitude en degrés sexagésimaux	Latitude en degrés décimaux
45° 22' 17"	$45 + (22/60) + (17/3600) = 45,37139^{\circ}$

Les coordonnées du plan d'eau sont souvent notées sur le terrain selon les grilles de projection Mercator UTM (Universal Transverse Mercator) ou MTM (Modified Transverse Mercator), mais elles doivent toujours être converties en degrés décimaux lors de la saisie finale.

3.1.4. Région administrative

Un numéro à deux chiffres identifie la région administrative (figure 1).

3.2. Descripteurs d'habitat lac et cours d'eau

3.2.1. Paramètres morphométriques

Plusieurs paramètres morphométriques doivent être obtenus sur chaque plan d'eau étudié (tableau 1). Les descripteurs de beaucoup de plans d'eau du Québec sont disponibles dans la banque de données LCE. Mais, comme plusieurs n'y sont pas encore répertoriés, voici une brève description des paramètres morphométriques à acquérir, leur utilité et la façon de les obtenir.



Figure 1. Les régions administratives du Québec.

Bathymétrie

La bathymétrie des lacs à l'étude doit être mesurée, car elle est essentielle à la détermination de l'habitat préférentiel des espèces visées par une étude et, conséquemment, à la strate du plan d'eau dans laquelle sera effectuée la pêche expérimentale. Les procédures visant l'établissement d'une bathymétrie numérique sont décrites de façon détaillée dans le *Guide de normalisation des inventaires bathymétriques* du MRNF (Demers et Arvisais, sous presse).

Altitude

L'altitude permet de situer les lacs et les cours d'eau dans un contexte local. Exprimée de façon

brute, elle permet de traduire des variations climatiques. L'altitude permet aussi de situer le plan d'eau par rapport au niveau de la mer de Champlain (200 m), ce qui donne des indications quant aux espèces dont la présence serait d'origine naturelle ou d'origine anthropique (introduction). En effet, les lacs situés sous les 200 m d'altitude ont été inondés par la mer de Champlain et abritent des communautés de poissons différentes des lacs situés plus en altitude. Par exemple, la possibilité de trouver des plans d'eau à omble de fontaine allopatrique augmente avec l'altitude (Lacasse et Magnan 1994).

L'altitude, mesurée en mètres, est extraite de la base de données topographiques du Québec (BDTQ) (couche hypso_1) au moyen de la géomatique. Si l'accès à la BDTQ est impossible, l'altitude peut facilement être obtenue à partir d'une carte topographique papier. Dans le cas d'un cours d'eau, l'altitude doit être notée à chaque station d'échantillonnage. Il est possible d'accéder à la BDTQ grâce aux coordonnées suivantes :

Géoboutique Québec
Ministère des Ressources naturelles et de la
Faune
5700, 4^e Avenue Ouest, bureau E 304
Québec (Québec) G1H 6R1

Téléphone : 418 627-6356
Sans frais : 1 877 803-0613
Télécopieur : 418 646-6706
Courriel : geoboutique@mrnf.gouv.qc.ca
Site Internet : <http://geoboutique.mrnf.gouv.qc.ca>

Superficie

Sur le plan écologique, la superficie (S) d'un lac est une variable morphologique très importante. Elle fournit, entre autres, des indices sur son volume, sur sa capacité à laminier les crues, sur son pouvoir de dilution et sur sa capacité d'accueil des communautés végétales et animales.

La superficie est exprimée en hectares et peut être extraite de la BDTQ (couche hydro_s) au moyen de la géomatique. La projection que nous recommandons d'utiliser pour calculer la superficie est le NAD83, Québec Lambert Conique Conforme. La superficie peut également être évaluée par planimétrie à partir d'une carte topographique papier 1:20 000. Cette méthode s'avère cependant beaucoup plus longue et moins précise, surtout lorsque les lacs ont des berges découpées et de nombreuses îles.

Périmètre

Le périmètre (P) traduit l'importance du rivage d'un plan d'eau donné. À superficie et profondeur moyenne comparables, un lac ayant un périmètre plus important est susceptible d'être plus productif.

Le périmètre s'exprime en kilomètres et peut être extrait de la BDTQ (couche hydro_s) au moyen de la géomatique. La projection que nous recommandons d'utiliser pour le calculer est, comme pour la superficie, le NAD83, Québec Lambert Conique Conforme. Le périmètre peut également être évalué par planimétrie à partir d'une carte topographique papier 1:20 000. Cette méthode s'avère cependant beaucoup plus longue et moins précise, surtout lorsque les berges sont découpées.

Volume

Le volume (V) d'un lac permet, entre autres, de déterminer l'importance de l'habitat d'une espèce donnée et d'apprécier la capacité du lac à résister aux apports susceptibles de modifier sa physico-chimie. De plus, le volume est un paramètre nécessaire au calcul d'autres variables.

La détermination du volume, mesuré en mètres cubes, peut se faire grâce à la géomatique au moyen de l'extension *Spatial Analyst* ou de l'extension *3D-Analyst*, à condition de disposer d'une carte bathymétrique numérique. On peut également évaluer le volume d'un plan d'eau à partir d'une carte bathymétrique papier. Pour ce faire, on doit déterminer le volume de chacune des strates se trouvant entre les isobathes. On fait ensuite la sommation du volume de chaque strate pour obtenir le volume total du plan d'eau. La formule utilisée est alors :

$$(1) \quad V = \frac{h(A_1 + A_2 + \sqrt{A_1 \times A_2})}{3}$$

où V est le volume, h la profondeur verticale de la strate (son épaisseur), A_1 la superficie supérieure de la strate et A_2 la superficie inférieure de la strate dont on mesure le volume. Cette méthode s'avère cependant beaucoup plus longue et moins précise que l'approche géomatique,

surtout lorsque le fond du lac est irrégulier.

On peut finalement estimer le volume d'un lac en multipliant la profondeur moyenne (Z_m) exprimée en mètres, obtenue par la méthode des lignes de sondage, par la superficie exprimée en mètres carrés, sachant qu'un hectare équivaut à 10 000 m².

Profondeur moyenne et profondeur maximale

La profondeur moyenne (Z_m) d'un lac ou d'un cours d'eau est indicatrice du type d'habitat pouvant s'y retrouver et des espèces susceptibles d'y performer le mieux. Ce paramètre permet également d'estimer le rendement théorique des plans d'eau comme pour le doré jaune (Lester *et al.* 2002) ou l'omble de fontaine (Vézina 1978) et de déterminer la stratégie d'échantillonnage à la pêche à l'électricité en cours d'eau.

La profondeur moyenne s'exprime en mètres et peut être estimée, en lac, à l'aide de l'équation suivante :

$$(2) \quad Z_m = \frac{V}{S}$$

où V correspond au volume du plan d'eau exprimé en mètres cubes et S à la superficie du plan d'eau exprimée en mètres carrés. Pour estimer la profondeur moyenne à partir de l'équation 2, il faut idéalement disposer d'une bathymétrie complète du plan d'eau, laquelle fournit les données nécessaires au calcul du volume.

En lac, la profondeur moyenne peut également être évaluée par la méthode des lignes de sondage, à partir de données prélevées sur le terrain au moyen d'un échosondeur GPS numérique. Pour ce faire, il faut enregistrer une donnée de profondeur à un intervalle de distance constant (p. ex., 10 m) le long de lignes de sondage passant au centre du ou des plus grands axes du lac (figure 2, méthode simplifiée de Bourassa et Joly, 1977). Pour certains types de lacs, il est nécessaire d'utiliser plus d'une ligne de sondage pour calculer la profondeur moyenne. Par exemple, on doit utiliser deux lignes de sondage se croisant en leur centre pour un lac rond, un

lac « carré » ou un lac en croix (figure 2b). De plus, lorsqu’une baie est très importante par rapport à la superficie totale d’un lac, il s’avère pertinent d’y tracer une ligne de sondage (figure 2c). On obtient la profondeur moyenne du plan d’eau en faisant la moyenne des profondeurs enregistrées le long des lignes de sondage.

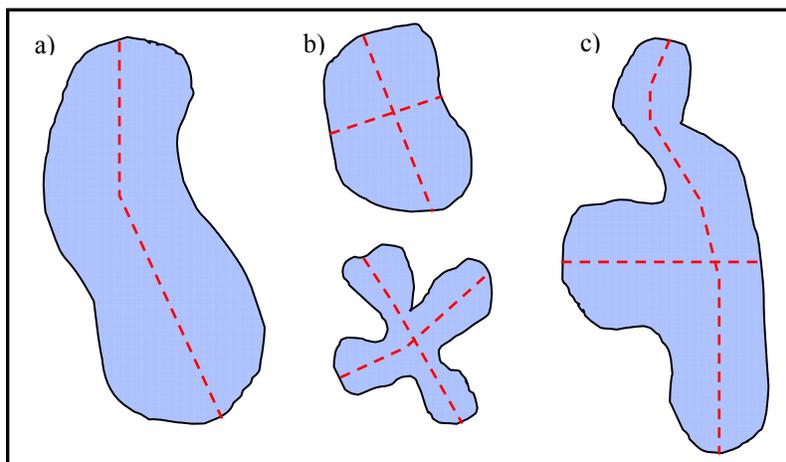


Figure 2. Estimation de la profondeur moyenne d’un lac à partir de la méthode des lignes de sondage (Bourassa et Joly 1977) pour : a) des lacs typiques; b) des lacs de forme « carrée » ou en croix; et c) des lacs ayant une baie de superficie importante.

La profondeur maximale (Z_{\max}) correspond au point le plus profond du lac et c’est à cet endroit que sont mesurés les paramètres limnologiques physico-chimiques. On détermine la profondeur maximale lors de la mesure de la bathymétrie sur le terrain.

En cours d’eau, McMahon *et al.* (1996) recommandent la méthode de Platts *et al.* (1983) qui consiste à mesurer la profondeur à l’aide d’une tige graduée en trois points équidistants sur un transect de largeur, idéalement au centre de la station, ou sur un transect représentatif de celle-ci. La profondeur moyenne est calculée en divisant le total en quatre (trois points équidistants correspondent à quatre sections le long du transect). La profondeur maximale quant à elle peut être déterminée sur ce même transect. La profondeur maximale et la profondeur moyenne peuvent être calculées sur un transect de largeur dans une section du cours d’eau qui est représentatif de la station d’échantillonnage. En cours d’eau, c’est aussi à la profondeur maximale que sont mesurées les variables physico-chimiques.

Indice de développement du littoral

Le développement du littoral (D_L) exprime le rapport entre le périmètre du lac et son périmètre hypothétique, s'il était parfaitement circulaire. Plus la valeur du D_L est élevée, plus le contour de la berge est irrégulier. Le développement du littoral est considéré en limnologie comme étant un bon indicateur du potentiel d'habitat pour la faune; il traduit l'importance de la zone littorale. Le développement du littoral est calculé à partir de la formule suivante :

$$(3) \quad D_L = \frac{P}{2\sqrt{(\pi \times S)}}$$

où P correspond au périmètre exprimé en mètres et S à la superficie exprimée en mètres carrés.

3.2.2. Paramètres hydrométriques

Superficie du bassin versant

La superficie du bassin (S_b) versant donne une indication de la superficie drainée par un lac ou un cours d'eau et, par conséquent, de la portion du territoire qui peut avoir une influence sur la composition physico-chimique des eaux. Il s'agit également d'un paramètre nécessaire au calcul d'autres variables.

La délimitation (numérisation manuelle) et la détermination de la superficie d'un bassin versant immédiat peuvent être effectuées au moyen de la géomatique à partir des couches hydrologiques « hydro_1 » et « hydro_s », et de la couche hypsométrique (hypso_1) de la BDTQ. Elle peut aussi être calculée à partir d'une carte topographique papier 1:20 000 en traçant la ligne de partage des eaux. Afin d'obtenir les limites d'un bassin versant, une demande peut également être adressée au Centre d'expertise hydrique du MDDEP aux coordonnées suivantes :

Centre d'expertise hydrique du Québec
Direction de l'expertise et de la gestion des
barrages publics
675, boul. René-Lévesque Est,
Aile René-Lévesque, 1^{er} étage
Québec (Québec) G1R 5V7

Téléphone : 418 521-3825
Télécopieur : 418 643-6900
Courriel : cehq@mddep.gouv.qc.ca

Ordre de Strahler

L'ordre de Strahler traduit la position du lac ou du cours d'eau dans le réseau hydrographique (Strahler 1952). Dans la classification de Strahler, tout drain qui n'a pas d'affluent se voit attribuer la valeur 1. Le calcul de la valeur de chaque drain se fait selon la méthode suivante : un drain d'ordre $n+1$ est issu de la confluence de deux drains d'ordre n (figure 3).

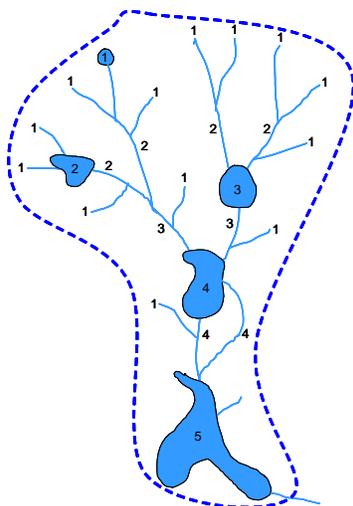


Figure 3. Détermination de l'ordre de Strahler d'un plan d'eau.

L'ordre de Strahler constitue un indice du débit du réseau hydrographique et de la complexité du réseau en amont. À elle seule, cette variable indique avec une étonnante précision la position d'un lac dans le réseau hydrographique. Elle permet donc de distinguer les lacs de tête des lacs de milieu ou de bas de réseau.

Débit théorique moyen annuel

Le débit théorique (Q_1) estime la quantité d'eau susceptible de s'écouler dans le bassin versant d'un lac ou d'un cours d'eau. Ce paramètre donne des indications quant au temps de renouvellement des eaux du lac et à l'intensité de la circulation de l'eau. Le débit théorique s'exprime en mètres cubes par seconde ($m^3 \cdot s^{-1}$) et est calculé à partir de la taille du bassin versant et des données de précipitations et d'évapotranspiration (bilan hydrique). Les données de bilan hydrique des différentes régions du Québec sont présentées dans la figure 4. La formule utilisée pour calculer le débit théorique est la suivante :

$$(4) \quad Q_l = \frac{V_p \times S_b}{T}$$

où V_p correspond au volume de précipitations net par kilomètre carré (ou bilan hydrique annuel : $\text{m}^3 \cdot \text{km}^{-2}$), S_b à la superficie du bassin versant en kilomètres carrés et T au temps écoulé exprimé en secondes (une année comprenant 31 560 000 s). Le volume de précipitations net (V_p ou bilan hydrique) est obtenu en soustrayant la valeur de l'évapotranspiration par kilomètre carré des précipitations annuelles totales exprimées en mètres cubes.

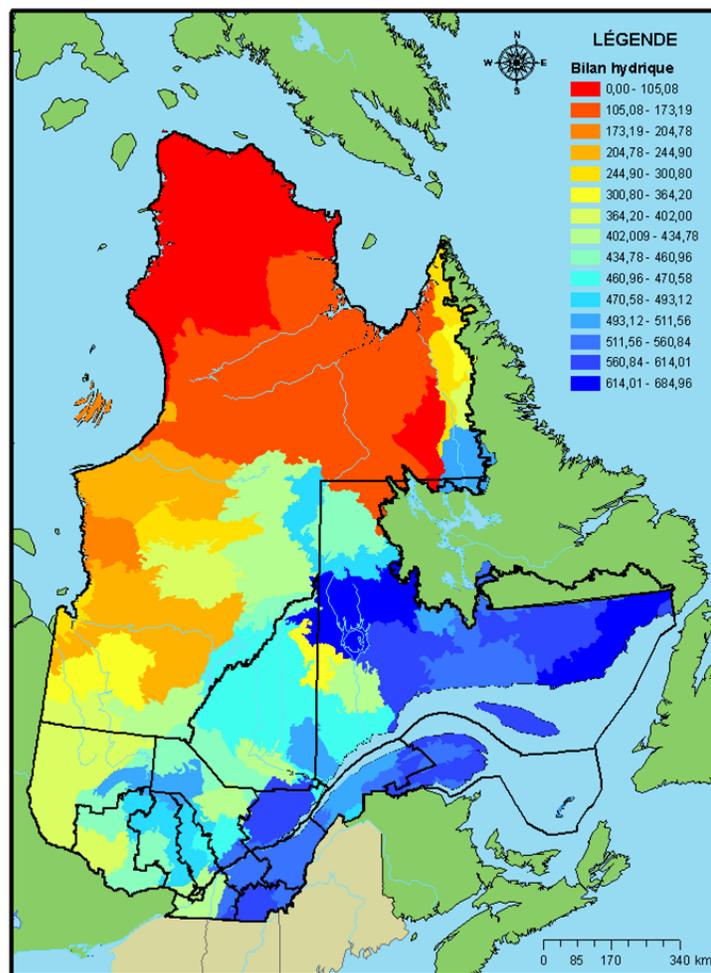


Figure 4. Bilan hydrique annuel (précipitation-évapotranspiration) des différentes régions du Québec.

Temps de renouvellement d'un lac

Le temps de renouvellement (T) correspond au temps moyen nécessaire pour que l'eau d'un lac se renouvelle complètement et il s'exprime en années. Ce paramètre traduit la vulnérabilité d'un plan d'eau en regard de sa physico-chimie. Par exemple, à volume égal, un lac présentant un temps de renouvellement faible est plus vulnérable à l'eutrophisation qu'un lac présentant un temps de renouvellement élevé.

Les lacs permanents qui présentent un temps de renouvellement largement inférieur à un an sont relativement rares. Ils se distinguent fortement des autres avec leur écoulement vigoureux et, habituellement, avec une productivité biologique assez faible. À l'opposé, on considère que les lacs dont le temps de renouvellement excède 10 ans sont sensibles aux changements de l'extérieur; leur dépollution s'étend au moins sur deux temps de renouvellement. Le taux de renouvellement se calcule au moyen de la formule suivante :

$$(5) \quad T = \frac{V}{Q_t}$$

où V représente le volume du lac en mètres cubes et Q_t , le débit théorique en mètres cubes par seconde.

Courant et débit d'un cours d'eau

Le courant réfère à la vitesse d'écoulement tandis que le débit est la quantité d'eau qui circule dans une section transversale de cours d'eau par unité de temps. Par conséquent, le courant s'exprime en mètres par seconde et le débit, en mètres cubes par seconde. Le courant et le débit influencent une multitude de facteurs, y compris la quantité et la qualité des habitats, la qualité de l'eau et la circulation des poissons. Plusieurs méthodes différentes peuvent être utilisées pour mesurer le courant et le débit. En général, on mesure le courant à l'aide d'un courantomètre placé à un endroit représentatif de la station d'échantillonnage. La mesure du débit est plus technique (voir McMahon *et al.* 1996). On suggère donc d'évaluer le débit de façon qualitative (rapide, modéré, lent).

Faciès d'écoulement

Le faciès d'écoulement d'un cours d'eau est intimement lié au débit. Le faciès d'écoulement devrait être noté de façon systématique à chaque station d'échantillonnage. Cette information peut aider à comprendre l'assemblage de la faune ichtyenne et les données de pêche expérimentale. Les différents faciès d'écoulement sont les suivants : bassin, seuil, chenal, rapide, méandre, chute, cascade, lac et estuaire.

3.2.3. Substrat

Le substrat d'un cours d'eau ou des rives d'un lac constitue l'un des éléments permettant de caractériser les habitats aquatiques. Pour uniformiser la prise de données sur le substrat, l'échelle granulométrique standard de Boudreault (1984), développée pour classer les habitats du saumon, a été adoptée (tableau 3).

Tableau 3. Classes de granulométrie du substrat. Tiré de Boudreault (1984).

Classe	Code	Diamètre des particules (mm)
Roc (roche-mère)	R	N.A.
Gros bloc	Bx	> 500
Bloc	B	250-500
Galet	G	80-250
Caillou	C	40-80
Gravier	Gr	5-40
Sable	S	0,125-5
Limon	L	< 0,125
Matière organique	Mo	S. O.

L'utilisation d'un gabarit est conseillée pour déterminer la classe à laquelle appartient un élément du substrat. Lors de la prise de données, on inscrit les classes de granulométrie en ordre décroissant de dominance. Pour plus de précision, on peut estimer le pourcentage de recouvrement de chaque classe.

Méthode	Inscription
Dominance	B-G-C
Recouvrement	B 50 % G 30 % C 20 %

3.2.4. Végétation aquatique

Tout comme le substrat, la végétation aquatique permet de caractériser les habitats aquatiques. À moins d'indications contraires, les relevés d'habitats aquatiques s'intéressent essentiellement aux macrophytes, dont on distingue trois catégories, selon leur port (annexe 3) :

- plantes submergées : tiges, feuilles et fleurs se trouvent principalement sous la surface;
- plantes à feuilles flottantes : une grande partie des feuilles flottent à la surface, la tige florale est souvent hors de l'eau;
- plantes émergentes : tiges, feuilles et fleurs se dressent principalement au-dessus de la surface.

Lors d'un inventaire, les herbiers peuvent être représentés sur une carte par une zone hachurée, ou préférablement par deux points GPS marquant chaque extrémité de l'herbier. On peut indiquer la dominance des espèces, par ordre décroissant, ou le pourcentage de recouvrement de chaque espèce, pour plus de précision.

Méthode	Inscription
Dominance	Vallisnérie-Sagittaire
Recouvrement	Vallisnérie 25 % — Sagittaire 10 % (donc, recouvrement total 35 %)

Les plantes aquatiques les plus courantes en milieu aquatique sont illustrées à l'annexe 3.

Toute plante exotique envahissante doit être rapportée. Les deux principales plantes aquatiques envahissantes jusqu'à ce jour sont le myriophylle à épis et la châtaigne d'eau (annexe 3). Le myriophylle à épis, considéré comme particulièrement préoccupant, doit faire l'objet d'une recherche active. Les embarcations qui transitent d'un plan d'eau à l'autre constituent le principal vecteur de propagation de cette plante, on doit donc examiner attentivement les abords des sites de mise à l'eau, jusqu'à 30 m de part et d'autre, pour trouver des indices de sa présence. Au-delà de 1 m, et jusqu'à 5 m de profondeur, la recherche doit être faite en embarcation. Un bathyscope peut être utilisé au début de l'été, mais il n'est pas requis en fin de saison, car les plants de myriophylle, s'il y en a, devraient être alors bien développés et visibles.

Les critères qui permettent de distinguer le myriophylle à épis, une plante exotique, du myriophylle blanchissant, une espèce indigène, sont présentés à l'annexe 4. Toute observation d'autres espèces exotiques envahissantes sur un plan d'eau doit être rapportée au coordonnateur de l'équipe responsable des espèces exotiques envahissantes du MRNF.

3.3. Paramètres limnologiques

Il est indispensable de mesurer les paramètres limnologiques d'un lac ou d'un cours d'eau pour déterminer la qualité de l'eau et, par conséquent, la qualité de l'habitat du poisson. Le suivi de la qualité de l'eau permet la détection de problématiques qui peuvent être associées à l'utilisation du territoire, comme un apport de nutriments d'origine anthropique risquant de provoquer l'eutrophisation. Enfin, les données de qualité de l'eau sont utiles à l'interprétation des données acquises par les pêches expérimentales. C'est pourquoi au moins une mesure de chaque paramètre limnologique requis doit être effectuée lors de chaque inventaire (tableau 1).

3.3.1. Échantillonnage

Les paramètres limnologiques sont toujours mesurés à partir du point surplombant la partie la plus profonde d'un lac (Z_{\max}) ou de la station d'échantillonnage d'un cours d'eau. Si un lac comporte plusieurs bassins (figures 2b et 2c), les paramètres limnologiques doivent être mesurés au Z_{\max} de chacun d'eux. Dans un lac, les paramètres tels que la température, l'oxygène dissous, le pH et la conductivité spécifique sont mesurés sur l'ensemble de la colonne d'eau suivant une séquence précise afin d'obtenir un profil pour chaque paramètre selon le pas d'échantillonnage suivant (voir aussi figure 5) :

- à 0,5 m sous la surface;
- à tous les mètres, de 1 à 14 m inclusivement;
- à tous les 2 m, de 16 à 20 m inclusivement;
- à tous les 4 m, de 24 m jusqu'au fond ou jusqu'à la limite du câble.

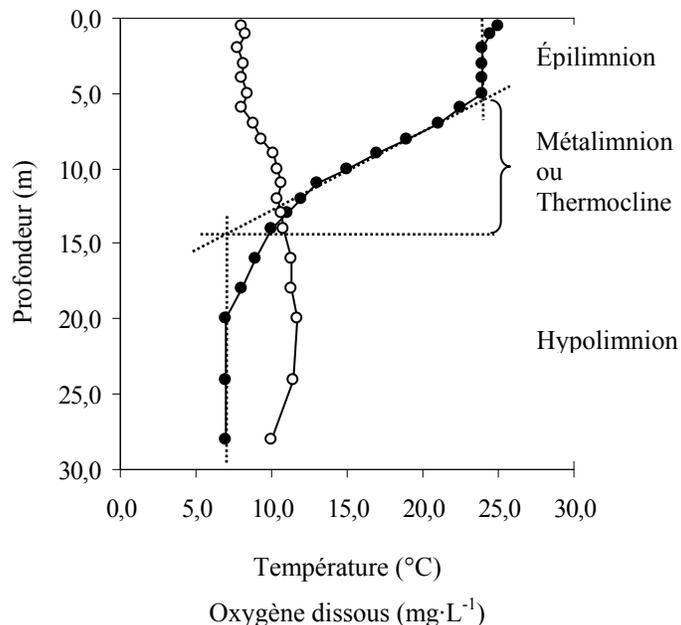


Figure 5. Profils de température (●) et d'oxygène dissous (○) et délimitation des zones de stratification en période de stratification estivale dans le bassin nord du lac Saint-Joseph, dans la région de Québec. Inspiré de Wetzel (2001).

Il est recommandé de laisser les capteurs à la profondeur désirée assez longtemps pour que la lecture se stabilise. Les sondes sans agitateur doivent être remuées doucement afin de permettre une bonne circulation de l'eau entre les capteurs.

Pour obtenir le profil d'un paramètre limnologique comme la température, l'oxygène dissous, la conductivité ou le pH, et ce, en une seule manipulation, il est nécessaire d'utiliser un appareil possédant une sonde multiparamètres équipée d'un câble gradué. Il est essentiel de noter de façon systématique la marque, le modèle ainsi que la précision des appareils de mesure sur la fiche de terrain. Dans l'éventualité où aucun appareil multiparamètres ne serait disponible, la température et l'oxygène dissous sont mesurés à l'aide d'un oxymètre, appareil qui possède généralement une sonde munie d'un câble gradué. Conséquemment, la température et l'oxygène dissous peuvent être mesurés en profil. La conductivité et le pH sont mesurés à l'aide de deux appareils différents dans un échantillon d'eau qui intègre l'eau de la surface jusqu'à 5 m de profondeur, tel qu'on le décrit dans les sections suivantes. Les procédures à suivre pour établir un inventaire des paramètres limnologiques en lac sont résumées à l'annexe 5.

Avant toute sortie sur le terrain, il est important de se familiariser avec l'utilisation du matériel scientifique et avec les méthodes de calibration pour recueillir des données valables. L'information nécessaire est habituellement disponible dans le manuel d'instructions ou sur le site Web du fabricant de l'appareil.

3.3.2. Température et oxygène dissous

Certains paramètres physico-chimiques comme la température et l'oxygène dissous ont une influence directe sur la répartition spatiale des poissons dans un plan d'eau. En effet, les poissons d'eau douce du Québec sont généralement intolérants aux eaux très chaudes ou très pauvres en oxygène, particulièrement les salmonidés. La température et l'oxygène dissous permettent donc de déterminer le volume de l'habitat que peuvent occuper les poissons dans un plan d'eau.

Dans un lac, l'acquisition des données de température ($^{\circ}\text{C}$) et d'oxygène dissous ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$) entre la surface et le fond permet d'établir le profil de ces paramètres. Grâce au profil thermique, on peut situer les zones de stratification thermique d'un lac : épilimnion, métalimnion (ou thermocline) et hypolimnion (figure 5). La période de stratification estivale (figure 6) est caractérisée par une strate supérieure où la température est plus ou moins chaude et plutôt uniforme, c'est l'épilimnion. L'épilimnion « flotte » sur une strate froide et circonscrite, l'hypolimnion. La strate située entre l'épilimnion et l'hypolimnion, appelée métalimnion, présente une discontinuité thermique marquée. Le métalimnion est défini comme la strate où la température montre un fort gradient de température (c.-à-d. $\Delta\text{ }^{\circ}\text{C} > 1\text{ }^{\circ}\text{C}\cdot\text{m}^{-1}$) délimité par les intersections de l'épilimnion et l'hypolimnion qui, eux, sont isothermiques (graphiquement illustré dans la figure 5). Le métalimnion limite les échanges entre les eaux de surface (épilimnion) et celles du fond (hypolimnion).

Les points de mesure des paramètres limnologiques doivent être plus rapprochés aux profondeurs où le métalimnion est susceptible de se trouver, c'est-à-dire entre la surface et 14 m pour la majorité des lacs du Québec. C'est pour cette raison que les profils des paramètres tels que la température, l'oxygène dissous, la conductivité et le pH doivent être déterminés selon une séquence de prise de données bien établie (voir section précédente et la figure 5).

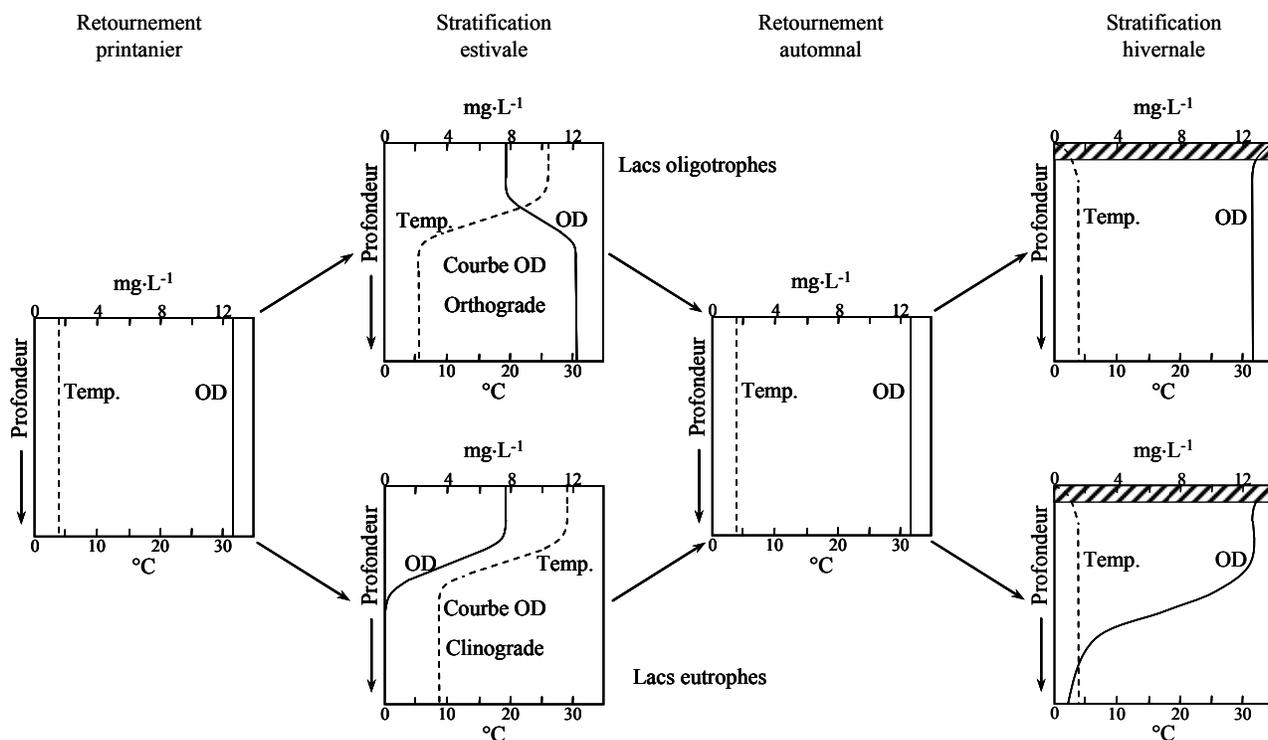


Figure 6. Généralisation de la distribution verticale de la température (Temp.) et de la concentration d'oxygène dissous (OD) durant les quatre saisons pour des lacs typiquement oligotrophes et eutrophes. Tiré de Wetzel (2001).

Le profil d'oxygène dissous, quant à lui, permet d'établir la profondeur à laquelle les conditions d'oxygène dissous sont optimales pour les poissons, donc la strate à échantillonner. Selon l'état trophique d'un lac et sa stratification thermique, le profil d'oxygène dissous peut prendre diverses formes (figures 5 et 6).

3.3.3. Conductivité, solides totaux dissous et pH

La conductivité et la concentration des solides totaux dissous (STD) sont souvent utilisées comme indices de la productivité des plans d'eau. La conductivité électrique (C) traduit la capacité d'une solution aqueuse à conduire le courant électrique et la concentration d'ions dans l'eau (APHA 2005). Plus la concentration des ions est grande, plus l'eau conduit le courant électrique et affiche une valeur de conductivité élevée. La conductivité se mesure à l'aide d'un conductimètre et s'exprime en $\mu\text{Siemens}\cdot\text{cm}^{-1}$ ($\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$). On mesurait autrefois la conductivité en $\mu\text{mhos}\cdot\text{cm}^{-1}$; la conversion d'unité est simple puisqu'une unité $\mu\text{mhos}\cdot\text{cm}^{-1}$ équivaut à une unité

$\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$. La conductivité de l'eau dépend aussi de sa température. Cette propriété peut introduire des biais si l'on désire comparer entre elles des valeurs mesurées dans différents plans d'eau dont la température peut varier considérablement. Pour éliminer ces biais et permettre des comparaisons valables, on transforme la conductivité ambiante (C_a) en conductivité spécifique (C_s), c'est-à-dire la conductivité normalisée à une température de 25 °C. La plupart des conductimètres récents corrigent automatiquement la conductivité pour la température et affichent directement les valeurs de C_s . Si l'appareil n'effectue pas de correction automatique, on applique l'équation suivante pour estimer la C_s :

$$(6) \quad C_s = C_a * 1,02^{(T_s - T_a)}$$

où C_a représente la conductivité électrique mesurée à la température ambiante (T_a) et T_s , la température de correction pour la conductivité spécifique, soit 25 °C. Tandis que la C_s est requise pour des comparaisons spatiales ou temporelles, la C_a est celle utilisée pour le réglage des équipements de pêche électrique (Reynolds 1996).

La teneur en solides totaux dissous, exprimée en parties par million (ppm), est une mesure globale de la quantité d'éléments divers en solution dans l'eau (p. ex., métaux, minéraux, sels). La mesure de la teneur en STD est utile, notamment pour calculer le rendement piscicole potentiel à partir de certains modèles qui utilisent la teneur en STD comme indicateur de productivité d'un lac, comme l'indice morphoédaphique de Ryder (1965), ou encore pour calculer certains points de référence biologiques tels que la mortalité par la pêche et la mortalité naturelle chez le touladi (Shuter *et al.* 1998; Lester et Dunlop 2003). La conductivité électrique, fonction de la teneur en ions, est directement proportionnelle à la concentration en solides totaux dissous. On peut donc calculer les STD à partir d'une mesure de conductivité spécifique selon l'équation suivante :

$$(7) \quad STD = C_s \cdot 0,666$$

Le pH (potentiel hydrogène) est une mesure de l'acidité ou de l'alcalinité des eaux. L'échelle de pH s'étend de 0 à 14. La valeur centrale de 7 indique la neutralité. Les solutions au pH inférieur

à ce chiffre sont dites acides et celles au pH supérieur à 7, alcalines. Ce paramètre est important pour plusieurs espèces aquatiques, particulièrement dans les plans d'eau du Bouclier canadien qui ont peu de capacité tampon quant aux apports atmosphériques acides et, par conséquent, sont exposés à l'acidification. Dans les cas où l'acidité d'un plan d'eau n'est pas critique, une mesure de pH prise lors de l'inventaire donne une valeur de ce paramètre qui est suffisante pour les besoins courants de gestion. Lorsqu'il est nécessaire d'obtenir une détermination plus précise ou d'effectuer un suivi à long terme, le pH devrait être mesuré sous le couvert de glace ou le plus tôt possible au printemps.

La plupart des appareils multiparamètres mesurent la conductivité et le pH. Lorsqu'un tel appareil est disponible, on mesure la conductivité en parallèle avec la température et l'oxygène dissous, obtenant alors un profil de conductivité au point le plus profond du lac, stratifié ou non (voir procédures pour l'obtention d'un profil à la section précédente).

Si aucun appareil multiparamètres n'est disponible, on mesure la conductivité et le pH dans un échantillon intégrant la colonne d'eau comprise entre la surface et 5 m de profondeur pour un lac dont la profondeur maximale est supérieure à 7 m, ou à partir de 2 m du fond pour un lac dont la profondeur maximale est inférieure ou égale à 7 m (annexe 5). Un échantillon d'eau intégré peut facilement être récolté à l'aide d'une bouteille lestée. Il s'agit d'une bouteille d'environ un litre, munie d'une corde graduée et d'un poids suffisamment lourd pour la faire couler rapidement. La bouteille est vite plongée à 5 m de profondeur et rapidement remontée de façon à ce qu'elle soit remplie aux trois quarts une fois remontée à la surface. De cette façon, la bouteille ne se remplit qu'en remontant, et ce, sur toute la colonne d'eau, de façon à refléter les conditions de l'ensemble de celle-ci. Si la bouteille déborde une fois à la surface, il est important de recommencer puisqu'il n'est pas assuré que toute la colonne d'eau ait été intégrée dans la bouteille.

Puisque les procédures d'échantillonnage sont les mêmes pour la mesure de la conductivité et du pH (échantillon intégré 0-5 m), on peut prendre les données à partir du même échantillon d'eau. On doit cependant mesurer la conductivité dans un premier temps, car la sonde du pH-mètre risque d'introduire des ions dans l'échantillon en raison du liquide d'entreposage de la sonde qui

contient du chlorure de potassium (KCl); l'incorporation d'ions vient modifier la conductivité. Il est cependant important de prendre la mesure du pH assez rapidement après l'échantillonnage de l'eau, car l'incorporation du dioxyde de carbone (CO₂) atmosphérique dans l'eau va peu à peu changer la mesure de pH réelle. Conséquemment, il n'est pas conseillé d'apporter l'échantillon en laboratoire, mais plutôt de mesurer la conductivité et le pH directement sur le terrain. Les procédures pour la mesure de la conductivité et du pH sont les suivantes :

1. Rincer la bouteille lestée avec l'eau de surface du lac.
2. Récolter l'échantillon.
 - a. Lac dont la profondeur maximale > 7 m :

Couler rapidement la bouteille lestée jusqu'à 5 m de profondeur. Remonter la bouteille. Celle-ci ne doit pas être entièrement pleine une fois à la surface. Sinon, recommencer.
 - b. Lac dont la profondeur moyenne < 7 m :

Couler rapidement la bouteille lestée jusqu'à 2 m du fond. Attention de ne pas descendre la bouteille à plus de 1 m du fond sinon l'eau sera brouillée. Remonter la bouteille. Celle-ci ne doit pas être entièrement pleine une fois à la surface. Sinon, recommencer.
3. Verser l'échantillon dans une bouteille que l'on aura préalablement rincée avec un peu d'eau de cet échantillon.
4. Agiter doucement la bouteille et prendre la mesure de conductivité dans un premier temps et de pH ensuite en immergeant la sonde à 3 cm de la surface de l'eau dans la bouteille et en agitant doucement, de façon à ne pas incorporer de bulles d'air dans l'échantillon et à ne pas toucher les parois de la bouteille. Toujours prendre la mesure de conductivité avant celle du pH. Noter la mesure de pH lorsqu'elle est stable, soit après environ 30 secondes.

3.3.4. Transparence

La transparence dépend de la quantité de matières en suspension dans l'eau (plancton et matière inorganique) et de la couleur de l'eau, indépendamment des particules qu'elle contient. La transparence de l'eau donne une indication de la productivité du système. Dans un lac, on mesure la transparence avec un disque de Secchi que l'on descend sous la surface en prenant soin de

maintenir à la verticale la corde ou la chaîne à laquelle il est attaché. On note la profondeur à laquelle le disque disparaît puis, en le remontant, celle à laquelle il réapparaît. La mesure enregistrée est la moyenne de ces deux valeurs que l'on note en mètres (Wetzel et Likens 2000). La mesure de transparence doit être faite dos au soleil, à l'œil nu, sans bathyscope ni verres polarisants, de préférence entre 10 h et 14 h. La couverture nuageuse, les précipitations et les vagues peuvent influencer la mesure (MDDEP et CRE Laurentides 2007) et il est recommandé de noter de tels paramètres, le cas échéant.

La transparence varie selon l'abondance de plancton et de matières en suspension dans l'eau, et donc de la période de l'année. Pour obtenir une valeur plus juste de ce paramètre, pour un suivi de la productivité, par exemple, il faut faire la moyenne des lectures prises toutes les deux semaines de juin à octobre, pendant toute la période d'eau libre (MDDEP et CRE Laurentides 2007).

3.3.5. Turbidité

La turbidité traduit la quantité de matière en suspension et est une variable intéressante dans l'étude des cours d'eau, notamment dans le contexte des problématiques liées à l'érosion des berges et à la sédimentation sur les sites de frai. La turbidité s'exprime en unités néphéométriques de turbidité (UNT) et se mesure à l'aide d'un turbidimètre, directement sur le terrain ou encore en laboratoire. On peut cependant évaluer la turbidité de façon qualitative (turbide, modérément turbide, peu turbide ou eau claire).

3.3.6. Teinte et couleur

La teinte et la couleur de l'eau résultent de la matière organique dissoute (MOD) et de son absorption des courtes longueurs d'onde du spectre de lumière visible. En conséquence, la lumière transmise domine dans la portion verte du spectre et augmente vers les jaunes et les rouges en fonction de la concentration de MOD, particulièrement de composés humiques. La teinte et la couleur ne sont pas des paramètres essentiels à un inventaire de base (tableau 1). Puisqu'elles sont associées à la quantité de MOD, elles peuvent contribuer à l'interprétation d'autres paramètres. Par exemple, les eaux colorées, riches en acides humiques, tendent à avoir

un pH relativement bas. Cependant, la présence de MOD dans l'eau d'un lac acide contribuerait à abaisser le niveau de toxicité de l'aluminium, principal contaminant responsable de la mortalité des poissons dans les lacs acides (Baker et Schofield 1982; Dupont 2004).

La teinte de l'eau peut être évaluée en y immergeant une surface blanche, comme un disque de Secchi. On note alors la teinte (verte, brune, rouge ou incolore). La couleur apparente est évaluée sur un échantillon d'eau sans traitement préalable. Elle est exprimée en unités de couleur (APHA 2005; Sawyer *et al.* 2003), en comparant l'échantillon à des solutions standard. Il existe des trousseaux pour la mesure de la couleur avec des comparateurs allant de 0 à 100, ou de 0 à 500 unités de couleur, comme le modèle CO-1 de la compagnie HACH. Si la couleur de l'échantillon est au-delà de la limite supérieure des comparateurs, on doit diluer l'échantillon avec de l'eau distillée pour le ramener dans les limites de l'échelle; la détermination de la couleur demande alors d'appliquer un facteur de correction correspondant à la dilution. La trousse utilisée doit reproduire les standards de couleur des solutions de chloroplatine, exprimées en unités de couleur (APHA 2005). La couleur vraie, quant à elle, est évaluée en laboratoire après une filtration éliminant toutes les particules en suspension.

3.3.7. Phosphore

Le phosphore est un élément nutritif essentiel à la production primaire des écosystèmes aquatiques. En effet, la biomasse algale augmente de façon proportionnelle à la concentration de phosphore disponible (Dillon et Rigler 1974). Des concentrations élevées en phosphore peuvent perturber les écosystèmes aquatiques de plusieurs façons, généralement de façon négative. Une des conséquences les plus importantes est l'augmentation de la croissance phytoplanctonique, périphtyque et macrophytique. La sénescence et la décomposition de ces organismes peuvent causer une diminution importante de la teneur en oxygène dissous (hypoxie, anoxie) dans la zone hypolimnétique des lacs (Environnement Canada 2004). Ce problème se caractérise par un profil d'oxygène de type clinograde mesuré en période de stratification thermique (figure 6). Les salmonidés comme le touladi et l'omble chevalier oquassa sont souvent confinés, en été, à la zone hypolimnétique des lacs et sont par conséquent très vulnérables à une problématique liée aux apports de phosphore (Evans *et al.* 1996; Dillon *et al.* 2003, 2004; Steedman *et al.* 2004; Evans 2005). En effet, on remarque aujourd'hui que plusieurs plans d'eau à touladi, notamment

dans la région de l'Outaouais, font face à des problèmes d'eutrophisation et d'anoxie hypolimnétique (Henri Fournier données non publiées).

La mesure de la concentration de phosphore ne constitue pas un paramètre essentiel à un inventaire ichthyologique de base des lacs et des cours d'eau (tableau 1). Cependant, ce paramètre pourrait être très approprié à mesurer dans certains cas, comme pour vérifier la qualité de l'habitat d'un lac à touladi et comprendre les changements de l'abondance dans une population qui peut avoir vu son volume d'habitat disponible diminuer à la suite d'une anoxie hypolimnétique. C'est pourquoi un protocole a été normalisé, principalement pour les problématiques liées à l'habitat du touladi et de l'omble chevalier ou quassa, en tenant compte des propriétés intrinsèques des mesures de phosphore et des contraintes financières et logistiques (protocole normalisé, tableau 4). Dans l'éventualité où l'estimation de la concentration de phosphore nécessite une plus grande précision, un protocole est aussi présenté (précision +, tableau 4).

Tableau 4. Protocole d'échantillonnage de l'eau selon la précision désirée dans la mesure du phosphore total.

Éléments du protocole d'échantillonnage	Protocole normalisé	Précision +
Localisation de la station ¹	Z_{\max}	Z_{\max}
Nombre d'échantillons	Triplicata	Triplicata
Période et strate ² d'échantillonnage		
1) retournement printanier		0-5 m
2) période de stratification estivale	épilimnion	épilimnion
Réplication annuelle ³	1	2

¹ : si plusieurs bassins, Z_{\max} de chacun

² : échantillon intégré

³ : nombre d'années nécessaires

La mesure du phosphore la plus universelle est la mesure du phosphore total (PT) (Clark et Hutchinson 1992; Environnement Canada 2004) qui comprend les trois formes de phosphore en milieu aquatique : le phosphore inorganique, le phosphore organique associé aux particules et le phosphore organique dissous (Wetzel 2001). Le PT est dosé au Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec (CEAEQ⁷), une agence du MDDEP.

⁷ <http://www.ceaeq.gouv.qc.ca/index.htm>

Centre d'expertise en analyse
environnementale du Québec
2700, rue Einstein, bureau E-2-220
Québec (Québec) G1P 3W8

Téléphone : 418 643-8225, poste 238
Télécopieur : 418 643-9023
Courriel : ceaeq@mddep.gouv.qc.ca

Lors de la planification de l'échantillonnage, une entente avec le CEAEQ permet de commander le matériel requis pour chaque échantillon, soit :

- une bouteille d'échantillonnage de polyéthylène haute densité (HDPE) décontaminée de 500 ml qui servira à échantillonner l'eau;
- une bouteille de 50 ml, elle aussi décontaminée, mais destinée au dosage et qui contient déjà 1,0 ml d'acide sulfurique 30 %.

Ces deux bouteilles sont requises pour chaque échantillon d'eau (réplicat); c'est pourquoi trois duos de bouteilles sont nécessaires dans le cas d'un échantillonnage en triplicata. Le dosage d'éléments peu abondants dans les eaux naturelles, comme le phosphore, nécessite un contrôle de la qualité de l'échantillonnage. Pour ce faire, il est conseillé de faire un blanc de terrain pour vérifier qu'aucune contamination ne survient lors de l'échantillonnage (MDDEP 2008). Nous conseillons un blanc de terrain par équipe d'échantillonnage ou par campagne d'échantillonnage. Pour le blanc de terrain, le CEAEQ fournit deux bouteilles supplémentaires ensachées. Pour les détails de manipulation des blancs de terrain, consultez le protocole du Réseau de surveillance volontaire des lacs (RSVL) (MDDEP et CRE Laurentides 2009).

Puisque les eaux naturelles renferment très peu de PT, il est fondamental d'utiliser une méthode analytique permettant le dosage sous la forme de trace (PT-TRACE, méthode n° MA. 303-P 5.0, CEAEQ 2008). La limite de détection de cette méthode est de $0,6 \mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$ et la limite de quantification, de $1,8 \mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$, ce qui convient pour les eaux naturelles des lacs parmi les plus pauvres en PT. Il est important de spécifier au CEAEQ la méthode analytique requise lors de la commande des bouteilles.

L'échantillonnage de l'eau pour la mesure du PT s'effectue au point le plus profond du lac (Z_{max}). Si le lac comporte plusieurs bassins (figure 2), on procède à échantillonnage au Z_{max} de chacun d'eux. L'échantillonnage est toujours effectué en triplicata, c'est-à-dire en trois

échantillonnages indépendants, réalisés l'un à la suite de l'autre, à la même station. Le triplicata contribue à réduire la variabilité associée au phosphore particulaire qui a une distribution inégale dans l'eau. Pour des raisons d'ordre logistique, le protocole normalisé prévoit un seul échantillonnage au cours de la saison, effectué lors des pêches expérimentales qui s'effectuent à la fin de l'été, en période de stratification thermique. L'échantillon doit intégrer les conditions qui prévalent dans l'épilimnion, évitant le plus possible le métalimnion qui présente souvent des concentrations en PT plus élevées, étant donné l'agrégation des organismes zooplanctoniques dans cette zone.

Les procédures d'échantillonnage suggérées dans ce guide sont inspirées du Protocole d'échantillonnage de la qualité de l'eau, élaboré dans le cadre du Réseau de surveillance volontaire des lacs du MDDEP (MDDEP et CRE Laurentides 2009) qu'il est fortement suggéré de consulter avant l'échantillonnage.

1. Déterminer la profondeur de la strate d'échantillonnage :

À partir du profil de température, déterminer la profondeur à partir de laquelle on observe une différence de température de ≥ 1 °C; la strate d'échantillonnage est alors comprise entre la surface et 1 m au-dessus de ce point. Par exemple, dans la figure 5, une différence de 1 °C apparaît entre 5 et 6 m de profondeur. La profondeur de la strate d'échantillonnage serait donc 0-4 m.

2. Récolter un échantillon d'eau intégré de la strate d'échantillonnage au moyen d'une bouteille décontaminée provenant du CEAEQ, fixée à un porte-bouteille muni d'une corde graduée (figure 7) :

a. Fixer la bouteille décontaminée au porte-bouteille. Elle ne doit servir qu'une seule fois. À la dernière minute seulement, enlever le bouchon en prenant bien soin de ne toucher ni l'intérieur de celle-ci, ni le goulot. Manipuler à l'aide de gants de latex qui, eux aussi, ne serviront qu'une seule fois.

b. Enfoncer rapidement la bouteille jusqu'à la profondeur déterminée au point 1. Remonter la bouteille. Celle-ci ne doit pas être entièrement pleine une fois à la surface. Sinon, reprendre l'échantillon.

c. Une fois à la surface, remplir la bouteille portant l'étiquette P-T-TRA jusqu'à la jauge de 45 ml et refermer fermement. Attention de ne pas faire déborder, la bouteille

contient déjà un agent de conservation.

3. Réfrigérer immédiatement.
4. Répéter les étapes 2 et 3 pour les deux autres répliquats, en utilisant un nouveau duo de bouteilles pour chacun.
5. Expédier au CEAEQ dans un délai ne dépassant pas 60 jours.



Figure 7. Porte-bouteille suggéré pour l'échantillonnage intégré du phosphore total. Tiré de MDDEP et CRE Laurentides (2009).

Précision +

En période de stratification thermique, les lacs oligotrophes présentent généralement une distribution verticale en PT plutôt uniforme (figure 8a). Toutefois, le PT n'est pas uniformément distribué dans la colonne d'eau des lacs eutrophes dans lesquels on observe des conditions hypoxiques hypolimnétiques (figure 8b). C'est pourquoi, pour estimer la concentration de PT avec plus de précision, on suggère d'échantillonner le phosphore à deux périodes durant la même saison, d'abord au retournement printanier et, ensuite, à la fin de l'été, en période de stratification thermique (figure 6). Le retournement printanier survient habituellement moins de trois semaines après le départ des glaces. Comme son nom l'indique, la période de retournement assure un mélange presque homogène de l'eau des lacs, mettant en circulation le PT que l'on trouve confiné dans l'hypolimnion lorsque le lac est stratifié (figures 6 et 8). Un profil de température et d'oxygène dissous doit accompagner chaque campagne d'échantillonnage pour

vérifier si le lac à l'étude est réellement en période de retournement.

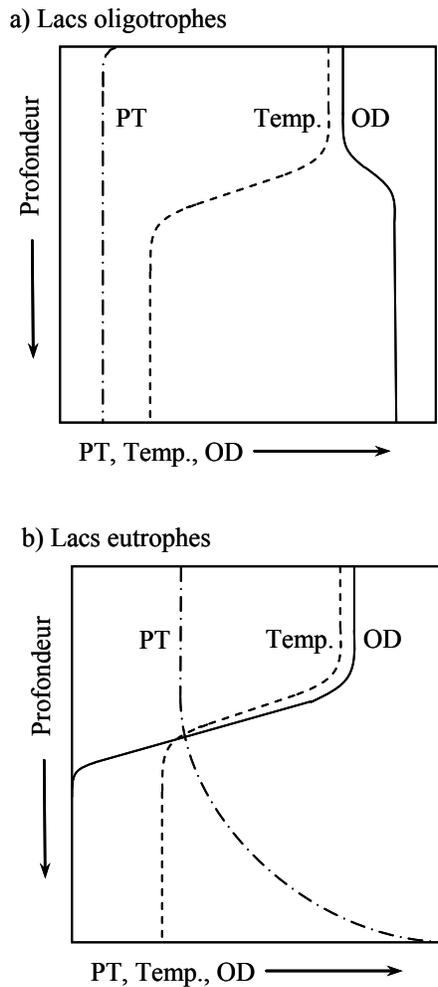


Figure 8. Généralisation de la distribution verticale du phosphore total (PT) et profil de température (Temp.) et d'oxygène dissous (OD) en période de stratification thermique pour : a) des lacs oligotrophes; et b) des lacs eutrophes. Tiré de Wetzel (2001).

La concentration de PT dans un lac montre d'importantes variations interannuelles (Knowlton *et al.* 1984; Clark et Hutchinson 1992). C'est pourquoi, dans le cadre d'une estimation plus précise de la concentration de PT, deux années d'échantillonnage consécutives permettent d'augmenter le niveau de précision et d'exactitude (Clark et Hutchinson 1992).

Généralement, les cours d'eau sont moins vulnérables que les lacs aux conditions hypoxiques, la turbulence et l'absence de stratification thermique assurant la réoxygénation de l'eau. Les protocoles d'échantillonnage de l'eau pour la mesure du phosphore suggérés dans ce guide concernent donc uniquement les lacs. Pour obtenir de plus amples renseignements concernant l'échantillonnage en cours d'eau, se référer au rapport d'Hébert et Légaré (2000).

4. PÊCHE EXPÉRIMENTALE

La gestion durable des ressources halieutiques repose sur l'acquisition de connaissances sur les stocks à gérer telles que l'abondance ainsi que la structure et la dynamique des populations. L'évolution de la situation d'une population dans le temps, ou la comparaison de l'état de différentes populations, est possible grâce à l'analyse de certains paramètres de population. Les données nécessaires à l'estimation des paramètres d'une population sont généralement obtenues lors d'une pêche expérimentale qui, lorsque réalisée conformément aux normes présentées dans ce guide, constitue un échantillonnage représentatif de la population d'intérêt.

Toute pêche expérimentale doit être effectuée selon un protocole d'échantillonnage précis permettant d'acquérir des données statistiquement valables et significatives. Brièvement énoncé, un protocole d'échantillonnage adéquat répond aux questions suivantes :

- quoi (quelle ou quelles espèces);
- où (strate et stations d'échantillonnage);
- quand (période d'échantillonnage);
- comment (sélection et installation de l'engin de pêche);
- combien (effort d'échantillonnage, taille de l'échantillon)?

La normalisation des protocoles d'échantillonnage est essentielle pour la comparaison des paramètres de population (abondance, maturité, etc.) dans le temps et entre les plans d'eau. La normalisation vise à réduire au maximum la variance associée aux variables physiques, chimiques et biologiques qui influencent la répartition spatiale des individus et l'estimation de leur abondance et des autres paramètres de la population (Hubert 1996; Bonar *et al.* 2009b).

La version actuelle du *Guide* présente les méthodes normalisées ou recommandées par le MRNF pour effectuer l'inventaire des populations ou des communautés de poissons, d'abord en lac et ensuite en cours d'eau (ruisseau, rivière).

4.1. Pêche expérimentale en lac

4.1.1. Généralités

La première étape de toute pêche expérimentale est sans contredit la définition de l'objectif poursuivi. Pour la plupart, les pêches expérimentales effectuées dans un contexte de gestion de pêche sportive visent l'inventaire de la population d'une espèce ciblée. La littérature ainsi que l'expertise acquise par le MRNF ont permis d'élaborer un protocole d'échantillonnage précis pour quatre espèces : le doré jaune, le touladi, l'omble de fontaine et l'omble chevalier oquassa. L'annexe 6 présente un résumé des protocoles de pêche expérimentale en lac pour ces espèces.

Les pêches expérimentales peuvent aussi avoir pour objectif de dresser le profil de la communauté d'un lac, souvent lorsque le lac est visité pour la première fois et que les espèces qui y vivent ne sont pas connues. Dans ce cas, le MRNF propose un protocole de pêche expérimentale pour l'inventaire de la communauté ayant été normalisé par le ministère des Richesses naturelles de l'Ontario (Sandstrom *et al.* 2010).

Strate d'échantillonnage et emplacement des stations

La détermination de la strate d'échantillonnage est importante, car, en pratique, les lacs dont on veut échantillonner les populations de poissons ne présentent pas des conditions uniformes sur toute leur étendue. On sait aussi que les diverses espèces occupent davantage certains habitats dont on connaît, en général, les principaux descripteurs. On peut alors rendre l'échantillonnage d'une espèce plus représentatif en le faisant dans une strate prédéfinie, c'est-à-dire dans la portion de plan d'eau où les conditions à l'égard des paramètres les plus importants de sa distribution sont réunies.

Selon l'espèce visée, la délimitation de la strate à échantillonner est faite en fonction de diverses variables comme la profondeur, la température ou la concentration d'oxygène dissous. Dans ces deux derniers cas, les profils de température et d'oxygène dissous préalablement obtenus permettent d'établir la profondeur à laquelle les conditions favorables sont réunies. La zone de moins de 2 m de profondeur est systématiquement exclue, car un filet expérimental n'est efficace que dans des profondeurs supérieures à sa hauteur (Lester *et al.* 2009). D'autre part, dans le cas d'un inventaire de la communauté, la pêche expérimentale ne visant pas d'espèce en particulier, c'est l'ensemble du lac qui est échantillonné. Dans ce cas, l'effort de pêche est alors réparti dans les différentes strates de profondeur.

Lorsque la strate d'échantillonnage est déterminée, l'emplacement des stations d'échantillonnage est établi de façon aléatoire systématique à l'intérieur de celle-ci. Quelle que soit l'espèce visée, l'établissement des stations doit minimiser le biais statistique qui émanerait d'un « choix », conscient ou non, du personnel scientifique. L'emplacement aléatoire des stations rend possible le calcul des paramètres de population pouvant ensuite être comparés statistiquement dans le temps et entre les plans d'eau. Les stations où seront installés les engins de pêche doivent donc faire l'objet d'un tirage aléatoire parmi toutes les positions possibles dans un système qui couvre l'ensemble de la strate d'échantillonnage, par exemple, une grille de points couvrant la superficie de la strate. On trouve à l'annexe 7 un protocole permettant d'établir l'emplacement des stations manuellement ou avec un logiciel de géomatique.

Avant de mouiller un filet, il est approprié de reconnaître l'emplacement de la station à l'aide d'un échosondeur. En effet, une fois sur le terrain, il peut arriver qu'une station aléatoirement positionnée corresponde à un site trop abrupt, ou encore que la station soit située à l'extérieur de la strate à échantillonner en raison des conditions de température et d'oxygène dissous qui prévalent lors de l'inventaire. Si cette situation survient, on doit repositionner la station le plus près possible à l'intérieur de la strate. Il est aussi très pertinent de sélectionner quelques emplacements de stations supplémentaires qui pourront être utilisés si, une fois sur le terrain, l'emplacement d'une station ne convient pas du tout.

Dans les rares cas où la bathymétrie n'est préalablement pas disponible, les stations peuvent être réparties sur l'ensemble du plan d'eau plutôt que sur une strate de profondeur. Au moment des relevés sur le terrain, les stations se trouvant à l'extérieur de la strate à échantillonner doivent être repositionnées à l'intérieur de celle-ci en les déplaçant perpendiculairement à la berge.

Les pêches expérimentales sont généralement répétées à intervalles réguliers, tous les cinq ans par exemple, afin d'estimer l'abondance des individus dans la population et de détecter des variations d'abondance. Lors d'un premier inventaire normalisé dans un lac, on positionne les stations de façon aléatoire systématique dans la strate d'échantillonnage tel qu'on vient de le décrire ci-dessus. Lors des inventaires subséquents, on doit réutiliser les mêmes stations, et ce, même si les conditions de la strate d'échantillonnage ne sont plus respectées, afin de réduire la variabilité liée aux sites (Hubert et Fabrizio 2007) et de permettre des comparaisons temporelles représentatives. Cette situation, bien qu'exceptionnelle, peut survenir dans les lacs à touladis sujets à l'eutrophisation, par exemple.

Période d'échantillonnage

Tout comme la strate d'échantillonnage, la période d'échantillonnage est propre à chaque espèce. Un indice représentatif de l'abondance ne peut être obtenu que si la distribution des individus dans un plan d'eau est relativement uniforme et stable. Par conséquent, la période d'échantillonnage doit exclure la période où les individus se rassemblent pour la reproduction et celle où la distribution spatiale est changeante en raison des fluctuations de température (Lester *et al.* 2009). La période d'échantillonnage est déterminée à partir de descripteurs du milieu physique influençant la répartition spatiale des individus d'une espèce donnée dans un plan d'eau, comme la température de l'eau en surface ou la stratification thermique. La période d'échantillonnage doit aussi tenir compte du cycle sexuel des espèces, de façon à s'assurer de pouvoir distinguer les individus qui participeront au prochain frai au moment de l'échantillonnage.

Sélection de l'engin et procédure d'installation

Le choix d'un engin de capture est très important dans l'élaboration d'un plan d'échantillonnage. Toutes les pêches expérimentales en lac décrites dans ce guide sont effectuées à l'aide de filets maillants benthiques. Les filets maillants capturent des poissons de certaines tailles plus efficacement que d'autres, on dit qu'ils sont « sélectifs à la taille » (Hubert 1996; Hansen *et al.* 1997). Un poisson est considéré comme maillé lorsqu'il est retenu dans la maille entre l'œil et la nageoire dorsale, tandis qu'un poisson retenu dans le filet par la bouche ou les dents est plutôt considéré comme emmêlé (Hansen *et al.* 1997). L'efficacité d'un filet à retenir un poisson dépend du rapport entre la taille du poisson (circonférence) et la dimension de la maille (périmètre) (Lester *et al.* 2009). Lorsque la circonférence du poisson est nettement inférieure à la taille de la maille, le poisson passe librement dans le filet sans s'y prendre. Lorsque la circonférence du poisson est légèrement plus grande que la maille, le poisson peut pénétrer dans la maille, mais sans la traverser complètement, se trouvant ainsi maillé, généralement entre l'opercule et la nageoire dorsale. Si la circonférence du poisson dépasse largement la taille de la maille, celui-ci ne peut s'y mailler.

Il est possible d'évaluer la gamme de tailles des poissons susceptibles d'être retenus dans une maille de longueur donnée. En effet, on évalue approximativement que les dorés et les salmonidés d'une longueur totale cinq fois supérieure à la grandeur de la maille étirée sont plus susceptibles de se mailler au contact du filet (Grant *et al.* 2004; Lester *et al.* 2009).

Les caractéristiques des engins recommandés pour capturer le doré jaune, le touladi, l'omble de fontaine et l'omble chevalier oquassa (matériau, longueur totale du filet, nombre et longueur des sections, ouverture de maille) présentées dans les sections suivantes ont été déterminées à partir de l'expertise du MRNF. Généralement, les filets utilisés sont constitués d'un matériau minimisant leur visibilité durant la période entre l'aube et le crépuscule (Pristas et Trent 1977; Henderson et Nepszy 1992) et offrant la plus grande résistance possible à la rupture quant aux gammes de poissons capturés.

Les filets normalisés pour les pêches visant une espèce en particulier comprennent plusieurs panneaux d'ouvertures de maille différentes qui sont disposés en ordre croissant d'ouvertures de

maille. Un tel agencement d'ouvertures de maille risque de produire un effet d'entraînement (*leading effect*) et de modifier la capturabilité de l'engin. Ces facteurs, ainsi que l'effet d'appâtage (*baiting effect*), sont susceptibles de mener à une surestimation de l'abondance des poissons de grande taille (Lester *et al.* 2009). C'est pourquoi, lors de l'enregistrement des captures, celles-ci doivent être systématiquement comptabilisées par panneau. Cette procédure, quoique plus laborieuse sur le plan logistique, permet de corriger *a posteriori* le nombre des captures en fonction de la sélectivité de l'engin et d'obtenir ainsi des paramètres de population plus exacts.

Les filets maillants peuvent être soit benthiques, c'est-à-dire tendus sur le fond du lac, ou encore pélagiques, c'est-à-dire suspendus à diverses profondeurs (Hubert 1996; Lester *et al.* 2009; Beauchamp *et al.* 2009). Les pêches expérimentales benthiques sont toutefois les plus communes et sont celles qui conviennent le mieux pour les espèces décrites dans ce guide. Des détails techniques concernant le mouillage et la levée de filets expérimentaux sont disponibles dans Hubert (1996).

Chaque filet maillant doit être muni, à chaque extrémité, d'une ancre et d'une bouée fixées à l'engin à l'aide de câblots de longueur supérieure ou égale à la profondeur à laquelle l'engin est mouillé. De cette manière, on évite d'endommager l'engin en raison d'une trop forte tension lorsqu'on hisse le filet à bord de l'embarcation lors de la levée (figure 9).

Généralement, le déploiement des filets doit être, dans la mesure du possible, perpendiculaire ou oblique par rapport aux isobathes, mais jamais parallèle. D'une station à l'autre, il est important d'alterner le sens du filet de telle sorte que les petites mailles soient près du rivage pour la moitié des stations.

Effort d'échantillonnage

Les filets maillants sont habituellement mouillés en fin de journée et levés le lendemain. De cette façon, l'échantillonnage couvre la période la plus propice aux captures, y compris le crépuscule et l'aube (Hubert 1996; Lester *et al.* 2009). La pêche doit comprendre au minimum la période de 18 h à 9 h le lendemain et durer de 18 à 24 heures; l'unité d'effort est donc la « nuit-filet ».

L'abondance est obtenue en comptabilisant le nombre de captures par nuit-filet et s'exprime en fonction de captures par unité d'effort (CPUE). Si, pour une raison ou une autre, un filet devait pêcher plus d'une nuit sans être relevé, il devrait être exclu du calcul d'abondance, car il cesse d'être efficace et devient par conséquent non valide. Par exemple, les poissons capturés risquent d'être la cible de prédateurs ou dans un état tel qu'il devient difficile de les identifier ou de mesurer les variables morphométriques de base (longueur, masse, etc.). On doit aussi exclure des calculs d'abondance les captures des filets qui n'ont pas pêché de façon normale, soit parce qu'ils ont été endommagés, déplacés ou encore emmêlés lors du mouillage.

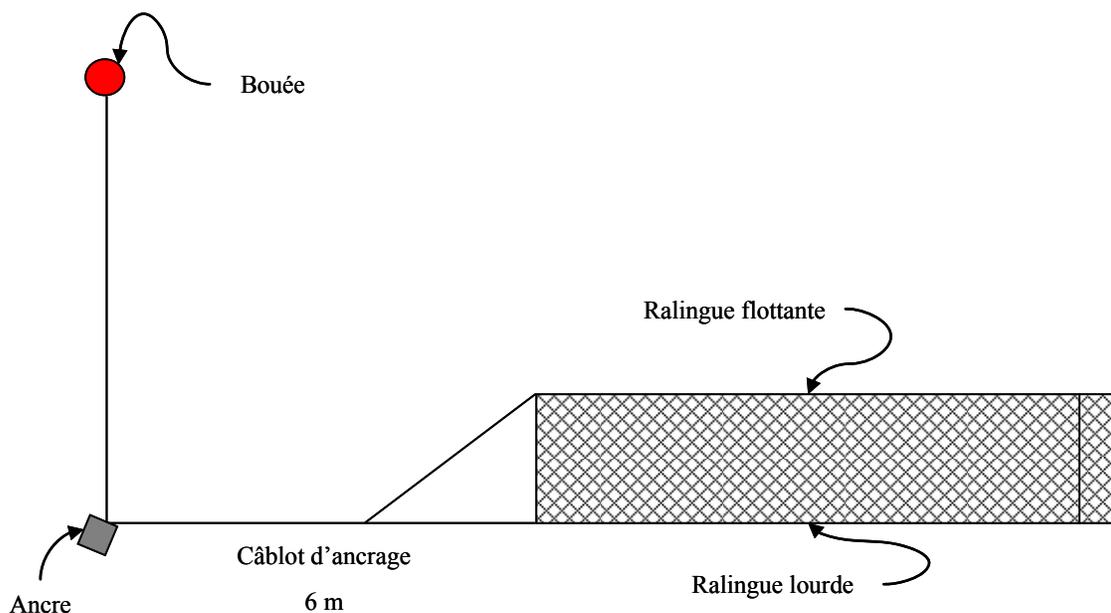


Figure 9. Représentation schématique d'un filet maillant mouillé.

L'importance de l'effort d'échantillonnage à déployer sur un plan d'eau dépend des objectifs de l'étude et de la précision des estimations d'abondance désirée. Plus l'effort d'échantillonnage est important, plus l'estimation de l'abondance sera précise et plus détectables seront les changements entre deux inventaires. Généralement, en science halieutique, on vise la détection d'un changement dans l'abondance de l'ordre de 20 à 25 % de part et d'autre de la moyenne (Beauchamp *et al.* 2009). Il existe une variété d'outils statistiques plus ou moins sophistiqués permettant de déterminer l'importance de l'effort d'échantillonnage nécessaire pour détecter un changement (p. ex., Merritt *et al.* 1984; Snedecor et Cochran 1989; voir Quist *et al.* 2009).

L'utilisation de ces estimateurs nécessite une série de données préliminaires. La moyenne et la variance mesurées à partir de ces données servent à estimer le nombre de nuits-filets nécessaire pour atteindre le seuil de détection désiré. Plus la variabilité dans le nombre de captures entre les différents filets est importante, plus le nombre d'échantillons (stations) devra être élevé afin d'atteindre un niveau de détection appréciable.

La pertinence de l'estimation statistique de l'importance de l'effort d'échantillonnage est souvent remise en question puisque, trop souvent, les estimations se situent bien au-delà de la faisabilité en science halieutique, notamment en raison de contraintes logistiques et biologiques. En effet, un effort d'échantillonnage statistiquement puissant risquerait d'imposer une mortalité trop importante aux populations de poissons. Les séries de données acquises par le MRNF ont permis de déterminer l'effort d'échantillonnage minimal à déployer pour estimer les variations temporelles et spatiales sur le plan de l'abondance. Comme d'autres instances ayant normalisé leurs méthodes d'inventaire, le MRNF recommande un effort d'échantillonnage basé sur la superficie totale du plan d'eau (Appelberg 2000; Morgan 2002; Lester *et al.* 2009).

Taille de l'échantillon pour l'estimation des paramètres de population

Le diagnostic de l'état d'une population nécessite une analyse de différents paramètres de population tels que la structure de taille et d'âge, la croissance et la mortalité. Pour estimer ces différents paramètres, un nombre minimal de poissons est indispensable afin de réduire la variance relative aux estimateurs, soit environ 150 individus chez les espèces longévives comme le doré, le touladi et l'omble chevalier, et environ 100 individus chez l'omble de fontaine, dont les captures atteignent rarement plus de 7 ans.

Cependant, dans de nombreux lacs, l'effort de pêche recommandé ne permet pas de capturer le nombre minimum d'individus requis. Dans une telle situation, un effort de pêche supplémentaire doit être consenti afin d'augmenter le nombre de captures. Certaines précautions doivent toutefois être prises afin d'éviter que l'échantillonnage ne nuise à l'état des populations. Par exemple, lorsqu'une population montre une faible abondance d'individus, il est inapproprié de chercher à atteindre le nombre minimal de captures pour estimer les paramètres de population, on s'en tient donc à l'estimation de l'abondance relative (CPUE).

Un effort d'échantillonnage supplémentaire peut donc être requis pour augmenter le nombre de captures et réduire la variance relative aux estimateurs. Pour maximiser les probabilités d'atteindre un nombre suffisant de captures, il est conseillé d'échantillonner de nouveau le plan d'eau dans une ou plusieurs stations déjà inventoriées ayant permis un bon nombre de captures. Ce type d'échantillonnage n'est cependant plus aléatoire, il s'agit plutôt d'un échantillonnage dirigé. En effet, même si les stations revisitées ont à l'origine été sélectionnées de façon aléatoire, le fait d'y retourner pour maximiser le nombre de captures, sachant qu'elles sont des stations poissonneuses, ne constitue plus un échantillonnage purement aléatoire. Dans ce cas, il est primordial de distinguer les captures obtenues par échantillonnage dirigé de celles obtenues par échantillonnage aléatoire. Le calcul des paramètres comme les CPUE ou la biomasse par unité d'effort (BPUE) doivent tenir compte uniquement des captures obtenues de façon aléatoire.

4.1.2. Protocole d'échantillonnage pour les pêches expérimentales à doré jaune

Espèce visée

Le doré jaune est l'une des espèces les plus recherchées par les pêcheurs sportifs au Québec (Pêches et Océans Canada 2007). En raison de sa popularité, cette espèce fait l'objet d'un suivi dans plusieurs lacs du Québec (Thibault *et al.* sous presse) et aussi de l'Ontario (Sandstrom *et al.* 2010).

Dans le centre et l'ouest de la province, deux espèces de doré peuvent coexister dans un même plan d'eau : le doré jaune et le doré noir (Scott et Crossman 1974). Lorsque les deux espèces évoluent en sympatrie dans un plan d'eau, elles sont toutes deux susceptibles d'être capturées dans les filets dans des proportions variant avec la transparence de l'eau, la proportion de dorés noirs pouvant atteindre jusqu'à 50 % dans les lacs turbides (Nadeau et Gaudreau 2006). Le protocole d'échantillonnage vise plus spécifiquement l'habitat du doré jaune, mais toutes les captures de doré noir doivent être comptabilisées et les spécimens, traités de la même façon (voir Section 5).

Certains lacs abritent des dorés bleus, qui sont en fait des dorés jaunes de coloration bleue. On a longtemps cru ce dimorphisme endémique aux Grands Lacs et disparu depuis les années 1960 (Scott et Crossman 1974). On en a toutefois récemment rapporté l'occurrence dans des lacs du bouclier laurentien, plus précisément dans cinq lacs de la région du réservoir Gouin (Paradis 2004; Paradis et Magnan 2005). Il est probable que d'autres lacs abritent le doré bleu. Si des spécimens de doré bleu sont capturés, il est important de le mentionner au biologiste responsable de la région concernée. Ces dorés doivent être traités comme le doré jaune. Cependant, il est important de noter le morphe bleu, les analyses génétiques pourront donc nous en apprendre plus sur ce dimorphisme.

Période et strate d'échantillonnage

Les pêches expérimentales au doré sont réalisées lorsque la température de l'eau à l'automne atteint 10 à 15 °C. Dans la plupart des régions du Québec, ces conditions surviennent à partir de la mi-septembre. En effectuant les pêches expérimentales à l'automne, on s'assure que les poissons adultes posséderont des gonades assez développées permettant de les sexer et de déterminer quels individus participeront à la prochaine période de reproduction.

Des expérimentations menées par le MRNF et le ministère des Richesses naturelles de l'Ontario [Ontario Ministry of Natural Resources (OMNR)] dans des lacs à doré jaune du bouclier laurentien ont démontré que, à l'automne, les individus affichent une distribution spatiale stable et plutôt uniforme dans la portion du plan d'eau comprise entre la surface et 15 m de profondeur (Nadeau et Gaudreau 2006). Par conséquent, nous recommandons une répartition aléatoire systématique des stations d'échantillonnage dans la strate comprise entre la surface et 15 m de profondeur.

Lors d'un premier inventaire, l'emplacement des stations d'échantillonnage doit être établi de façon aléatoire systématique. Cependant, lors des inventaires subséquents, on doit conserver les stations historiques afin de limiter la variabilité liée aux sites.

Engin de pêche

Le filet maillant expérimental recommandé pour la capture du doré jaune est décrit dans le tableau 5. Ce filet est composé de huit panneaux, mesurant chacun 7,6 m de longueur sur 1,8 m de hauteur. Les panneaux sont disposés en ordre croissant de grandeur de maille. Le maillage est constitué d'un monofilament de nylon transparent monté à 50 %, c'est-à-dire que le nombre de mailles par longueur de ralingue est tel que la maille montée est étirée à 50 % de son maximum d'étirement.

Tableau 5. Caractéristiques du filet expérimental recommandé par le MRNF pour la capture du doré jaune et du touladi.

Maille étirée		Diamètre du filant (mm)	Mode de la classe de taille de poisson sélectionnée (mm) ¹
(mm)	(po)		
25	1	0,23	125
38	1 ½	0,23	190
51	2	0,28	255
64	2 ½	0,33	320
76	3	0,33	380
102	4	0,33	510
127	5	0,52	635
152	6	0,52	760

¹ Selon la relation théorique de la sélectivité de la maille en fonction de la circonférence du poisson (taille du poisson = 5*maille étirée, Grant *et al.* 2004; Lester *et al.* 2009).

Installation de l'engin

Dans la strate à échantillonner, les filets doivent être mouillés perpendiculairement à la rive. D'une station à la suivante, le sens des filets alterne; dans l'une, les plus petites mailles sont placées du côté de la rive, dans la suivante, elles sont placées vers le large. On mesure la profondeur aux deux extrémités du filet. Puisque le filet expérimental a une hauteur de 2 m, nous conseillons de jeter les filets à partir de l'isobathe de 2 m uniquement afin de s'assurer que le filet est complètement déployé et efficace. Les filets doivent donc être mouillés à partir de l'isobathe de 2 m, sans dépasser l'isobathe de 15 m. Pour être considérés à l'intérieur de la strate d'échantillonnage, les filets doivent avoir au moins 75 % de leur longueur à l'intérieur de celle-ci.

Effort d'échantillonnage

La pêche doit durer de 18 à 24 heures et couvrir au moins la période de la journée qui débute à 18 h et se termine le lendemain à 9 h. L'unité d'effort est alors la nuit-filet. Les heures de mouillage et de levée de chaque engin doivent être notées. L'effort de pêche minimal à déployer dépend de la superficie totale du plan d'eau (tableau 6). Cette norme permet d'obtenir un indice de densité (CPUE) pour l'espèce visée. Chez le doré jaune, le recrutement présente des variations interannuelles importantes, principalement causées par des variations de température au moment du frai et par le cannibalisme des fortes classes d'âge sur les 0+ (Scott et Crossman 1974; Forney 1980). Pour réduire l'effet de ce facteur sur l'évaluation de l'abondance relative et les autres paramètres de population, l'effort de pêche doit être réparti de façon égale sur deux années consécutives (Nadeau et Gaudreau 2006). On peut, par exemple, échantillonner les stations identifiées par un nombre pair une année paire, et celles ayant un nombre impair l'année suivante.

Tableau 6. Effort de pêche minimal à déployer pour l'inventaire d'une population de doré jaune en fonction de la superficie totale du plan d'eau. L'effort de pêche doit être réparti de façon égale sur deux années consécutives.

Superficie totale du plan d'eau (ha)	Effort de pêche minimal (nuit-filet)		
	An 1	An 2	Total deux ans
< 200	4	4	8
201-500	6	6	12
501-1000	7	7	14
1001-2000	9	9	18
2001-3000	11	11	22
3001-5000	14	14	28
5001-10 000	18	18	36
> 10 000	24	24	48

Taille de l'échantillon

Pour estimer les paramètres biologiques de base d'une population de doré jaune, on suggère de capturer un minimum de 150 spécimens. Dans la plupart des cas, un échantillon de cette taille permet d'établir la relation longueur-masse, la courbe de croissance, la mortalité totale et, dans certains cas, la taille et l'âge à maturité sexuelle, mais pour les deux sexes regroupés seulement.

L'analyse des CPUE de plusieurs lacs inventoriés selon les méthodes normalisées présentées dans ce guide a permis de déterminer que l'effort de pêche prescrit dans le tableau 6 permet la capture d'un minimum de 150 spécimens sur les lacs de 1 000 ha et plus. Si l'objectif de l'étude comprend l'estimation des paramètres de population et que moins de 150 individus ont été capturés, on doit déployer un effort de pêche supplémentaire afin d'augmenter le nombre de captures et ainsi diminuer la variance autour des estimateurs. Pour maximiser les probabilités d'atteindre 150 captures, on pêche de nouveau la ou les stations ayant récolté le plus de captures parmi celles déjà inventoriées. Ce type de pose n'est cependant plus aléatoire, il s'agit de poses dirigées et il est primordial de distinguer les captures obtenues lors de poses aléatoires de celles obtenues lors de poses dirigées. Le calcul des paramètres comme les CPUE ou la biomasse par unité d'effort doivent tenir compte des captures obtenues strictement de façon aléatoire.

Il est important de tenir compte de l'état de la population concernée avant d'échantillonner de nouveau le plan d'eau pour augmenter le nombre de captures. Si la population à l'étude est en situation problématique, l'effort supplémentaire à déployer pour atteindre 150 captures pourrait nuire à celle-ci.

Traitement des captures

Les captures de doré jaune doivent être dénombrées et comptabilisées par panneau d'ouverture de maille. Afin de corriger les données pour la sélectivité de l'engin, il est essentiel de savoir dans quelle maille a été capturé chaque doré jaune. Les descripteurs biologiques à obtenir sur chaque capture de doré jaune, ainsi que sur les captures des autres espèces, sont décrits à la Section 5.

4.1.3. Protocole d'échantillonnage pour les pêches expérimentales à touladi

Espèce visée

Le touladi est l'espèce de salmonidés ayant la distribution naturelle la plus importante en Amérique du Nord (Scott et Crossman 1974). Typique des eaux froides et bien oxygénées, cette

espèce est particulièrement sensible à la dégradation de la qualité de son habitat (Dillon *et al.* 2003, 2004; Evans 2005).

Le touladi se nourrit d'une variété d'organismes, passant des invertébrés aux poissons (Scott et Crossman 1974). Les touladis se nourrissant de poissons fourrages pélagiques croissent plus rapidement, atteignent une taille plus importante et vivent plus longtemps que les individus se nourrissant majoritairement de plancton et de cyprinidés littoraux (Martin et Olver 1980). Au Québec, on trouve des populations de touladis à croissance lente (principalement planctonivores) et à croissance rapide (principalement piscivores). Si, dans une population, les touladis ont à 15 ans une taille inférieure à 550 mm, on considère celle-ci comme une population à croissance lente. Les populations à croissance rapide sont, quant à elles, caractérisées par la présence dans la communauté d'espèces de poissons fourrages pélagiques comme le cisco, l'éperlan arc-en-ciel et le corégone. Les protocoles de pêche expérimentale sont les mêmes pour les deux types de population.

En raison de sa popularité auprès des pêcheurs sportifs, de sa vulnérabilité à la surexploitation et de sa sensibilité aux modifications de son habitat, le touladi fait l'objet d'un suivi par le MRNF dans plusieurs plans d'eau du Québec (Thibault *et al.* sous presse).

Période et strate d'échantillonnage

Les pêches expérimentales doivent avoir lieu à la fin de l'été, en période de stratification thermique, au moment où les individus sont concentrés dans l'hypolimnion. Pour la majorité des plans d'eau du Québec, cela correspond au mois d'août.

Les principaux facteurs qui influencent la sélection de l'habitat du touladi sont la température de l'eau et la concentration d'oxygène dissous (Gunn et Pitblado 2004). Il existe de nombreuses irrégularités dans la littérature à propos de la définition de l'habitat préférentiel du touladi en ce qui a trait à ces deux paramètres. Une récente expérimentation *in situ* a démontré que l'habitat préférentiel du touladi est caractérisé par une température inférieure à 15 °C et par une concentration d'oxygène dissous supérieure à 4 mg·L⁻¹ (Plumb et Blanchfield 2009). Depuis

1994, le MRNF échantillonne le touladi dans la portion des plans d'eau caractérisée par une température inférieure à 12 °C et une concentration d'oxygène dissous supérieure à 5 mg·L⁻¹ (MEF 1994). Puisque ces valeurs sont comprises dans les critères d'habitat préférentiel de Plumb et Blanchfield (2009), le MRNF propose de les maintenir pour la détermination de la strate d'échantillonnage du touladi, offrant par le fait même l'occasion de comparer les données actuelles aux données acquises sur les populations de touladi depuis 1988. La strate à échantillonner pour cette espèce est donc la portion du plan d'eau caractérisée par une température de 12 °C ou moins et par une concentration d'oxygène dissous de 5 mg·L⁻¹ ou plus, mais sans dépasser 40 m de profondeur.

Les conditions de l'habitat préférentiel du touladi doivent absolument être respectées dans les lacs où l'on effectue un premier inventaire. Dans le cas où un lac a déjà été inventorié de façon normalisée, il est impératif de l'échantillonner de nouveau aux mêmes stations d'un inventaire à l'autre, et ce, même si les conditions de l'habitat préférentiel ne sont plus respectées, en raison principalement d'une anoxie en zone profonde.

Engin de pêche

Le filet maillant expérimental normalisé pour la capture du touladi est le même que celui pour le doré jaune (tableau 5). Ce filet est composé de huit panneaux, mesurant chacun 7,6 m de longueur sur 1,8 m de hauteur. Les panneaux sont disposés en ordre croissant de grandeur de maille. Le maillage est constitué d'un monofilament de nylon transparent monté à 50 %, c'est-à-dire que le nombre de mailles par longueur de ralingue est tel que la maille montée est étirée à 50 % de son maximum d'étirement.

Installation de l'engin

Dans la strate à échantillonner, les filets doivent être mouillés perpendiculairement à la rive. D'une station à la suivante, le sens des filets alterne : dans l'une, les plus petites mailles sont placées du côté de la rive, dans la suivante, elles sont placées vers le large. On mesure la profondeur aux deux extrémités du filet. Les filets doivent être mouillés à partir de l'isobathe de 2 m sous la profondeur, où sont respectés les critères de l'habitat préférentiel du touladi afin que

tous les filets échantillonnent la strate sur l'ensemble de leur hauteur. Pour être considérés à l'intérieur de la strate d'échantillonnage, les filets doivent avoir au moins 75 % de leur longueur à l'intérieur de celle-ci.

Effort d'échantillonnage

La pêche doit durer de 18 à 24 heures et couvrir au moins la période de la journée qui débute à 18 h et se termine le lendemain à 9 h. L'unité d'effort est alors la nuit-filet. Les heures de mouillage et de levée de chaque engin doivent être notées. L'effort de pêche minimal à déployer dépend de la superficie totale du plan d'eau (tableau 7). Cette norme permet d'obtenir un indice de densité (CPUE) pour l'espèce visée.

Tableau 7. Effort de pêche minimal à déployer pour l'inventaire d'une population de touladi en fonction de la superficie totale du plan d'eau.

Superficie totale du plan d'eau (ha)	Effort de pêche minimal (nuit-filet)
< 150	5
151-300	8
301-1 000	10
1 001-5 000	1/100 ha
> 5 000	50

Taille de l'échantillon

Pour estimer les paramètres biologiques de base d'une population de touladi, on suggère de capturer un minimum de 150 spécimens. Généralement, un échantillon de cette taille permet d'établir la relation longueur-masse, la courbe de croissance, la mortalité totale et, dans certains cas, la taille et l'âge à maturité sexuelle, mais pour les deux sexes regroupés seulement.

En pratique, les niveaux d'effort suggérés dans le tableau 7 ne permettraient de prendre 150 touladis que dans des lacs de 3 000 ha et plus. S'il est nécessaire de réduire la variance sur les estimations des paramètres de populations de touladis lorsque le nombre de captures est inférieur à 150 touladis, on doit déployer un effort de pêche supplémentaire afin d'augmenter le nombre de captures. Si l'objectif de l'étude comprend l'estimation des paramètres de population et que

moins de 150 touladis ont été capturés, on doit déployer un effort de pêche supplémentaire afin d'augmenter le nombre de captures et ainsi diminuer la variance relative aux estimateurs. Pour maximiser les probabilités d'atteindre un nombre supplémentaire de captures, on pêche de nouveau la ou les stations ayant rapporté le plus de captures parmi celles déjà inventoriées. Ce type d'échantillonnage n'est cependant plus aléatoire, il s'agit d'un échantillonnage dirigé. En effet, même si les stations revisitées ont à l'origine été sélectionnées de façon aléatoire, le fait d'y retourner pour maximiser le nombre de captures ne constitue plus un échantillonnage purement aléatoire. Dans ce cas, il est primordial de distinguer les captures obtenues par échantillonnage dirigé de celles obtenues par échantillonnage aléatoire. Le calcul des paramètres comme les CPUE ou la BPUE doivent tenir compte des captures obtenues strictement de façon aléatoire. Toutefois, un effort de pêche supplémentaire ne permettrait d'atteindre 150 captures que dans une minorité de lacs à touladis, soulignant l'importance de demeurer prudent afin d'éviter que l'échantillonnage ne nuise à la population.

Le touladi est une espèce vulnérable à la surexploitation, notamment en raison de sa croissance lente et de sa maturité tardive. Des précautions doivent donc être prises afin d'éviter que le prélèvement de spécimens lors d'une pêche expérimentale ne nuise à la population. Une pêche expérimentale pourrait, dans certains cas, soutirer une biomasse dépassant la production annuelle du lac, ce qui causerait un tort important à la population. Une attention particulière doit donc être portée au type de population de touladi à l'étude. À superficie égale de plan d'eau, une pêche expérimentale soutire une biomasse supérieure dans les populations à croissance rapide, comparativement aux populations à croissance lente. Conséquemment, on suggère de fournir un effort de pêche supplémentaire seulement dans des lacs de 600 ha et plus pour les populations à croissance rapide, et dans des lacs de 300 ha et plus pour les populations à croissance lente.

Traitement des captures

Les captures de touladi doivent être dénombrées et comptabilisées par panneau d'ouverture de maille pour chaque station. Afin de corriger les données relatives à la sélectivité de l'engin, il est essentiel de savoir dans quelle maille a été capturé chaque touladi. Les descripteurs biologiques à obtenir sur les captures de doré jaune, ainsi que sur les captures des autres espèces, sont décrits à la Section 5.

4.1.4. Protocole d'échantillonnage pour les pêches expérimentales à omble de fontaine

Espèce visée

L'omble de fontaine est l'espèce la plus recherchée par les pêcheurs au Québec (Pêches et Océans Canada 2007). Ce salmonidé, caractéristique des eaux fraîches et bien oxygénées, est endémique de l'Amérique du Nord et ne se trouve de façon naturelle que dans la portion nord-est de l'Amérique du Nord (Scott et Crossman 1974). L'omble de fontaine a une durée de vie relativement courte qui dépasse rarement cinq ans, jamais huit. On trouve des populations d'omble de fontaine allopatriques dans plusieurs plans d'eau du Québec (Lacasse et Magnan 1994). Généralement, les populations d'omble de fontaine sympatriques sont moins productives que les populations allopatriques, notamment en présence du meunier noir (Magnan 1988; Bourke *et al.* 1999). On trouve parfois des populations d'omble de fontaine en sympatrie avec l'omble chevalier oquassa, avec lequel on peut le confondre en raison de leurs ressemblances morphologiques. Considérant sa popularité auprès des pêcheurs sportifs, le MRNF effectue un suivi des populations de plusieurs lacs québécois.

Période et strate d'échantillonnage

L'échantillonnage se déroule en période de stratification thermique, soit du début août à la fin de septembre, selon les régions du Québec, et avant la période de rassemblement sur les sites de frai.

Une analyse des captures d'omble de fontaine dans 235 stations d'échantillonnage, couplée à l'analyse de 251 profils de température et d'oxygène, a permis de déterminer les critères d'habitat dans lequel la probabilité de capturer un omble de fontaine est non nulle (Pettigrew sous presse). L'habitat préférentiel de l'omble de fontaine en lac serait défini par la portion du plan d'eau caractérisée par une température supérieure ou égale à 10 °C et une concentration d'oxygène dissous supérieure ou égale à 5 mg · L⁻¹, entre la surface et 10 m de profondeur. La strate d'échantillonnage est alors comprise entre la surface et la profondeur où les critères de l'habitat préférentiel ne sont plus respectés, jusqu'à une profondeur maximale de 10 m.

Lors d'un premier inventaire, l'emplacement des stations d'échantillonnage doit être établi de façon aléatoire systématique à l'intérieur de la strate d'échantillonnage définie par les critères de l'habitat préférentiel de l'omble de fontaine en ce qui a trait à la température et à l'oxygène dissous. Cependant, lors des inventaires subséquents, on doit conserver les stations historiques afin de limiter la variabilité liée aux sites.

Engin de pêche

Le filet maillant normalisé pour la capture de l'omble de fontaine est décrit dans le tableau 8. Il s'agit d'un filet composé de six panneaux, mesurant chacun 3,8 m de longueur sur 1,8 m de hauteur. Les panneaux sont disposés en ordre croissant d'ouverture de maille. Le maillage est constitué de multifilaments de nylon vert foncé monté à 50 %, c'est-à-dire que le nombre de mailles par longueur de ralingue est tel que la maille montée est étirée à 50 % de son maximum d'étirement.

Tableau 8. Caractéristiques du filet expérimental recommandé par le MRNF pour la capture de l'omble de fontaine et de l'omble chevalier oquassa.

Maille étirée		Caractéristique du fil (calibre du fil/n ^{bre} de torons)	Mode de la classe de taille sélectionnée (mm) ¹
(mm)	(po)		
25	1	210/2	125
32	1 ¼	210/2	160
38	1 ½	210/3	190
51	2	210/3	255
64	2 ½	210/6	320
76	3	210/6	380

¹ Selon la relation théorique de la sélectivité de la maille en fonction de la circonférence du poisson (taille du poisson = 5*maille étirée, Grant *et al.* 2004; Lester *et al.* 2009).

Installation de l'engin

Dans la strate à échantillonner, les filets doivent être mouillés perpendiculairement à la rive. D'une station à la suivante, le sens des filets alterne : dans l'une, les plus petites mailles sont placées du côté de la rive, dans la suivante, elles sont placées vers le large. On mesure la profondeur aux deux extrémités du filet. Les filets doivent être mouillés à partir de l'isobathe de 2 m afin de s'assurer que ceux-ci échantillonnent la strate de façon adéquate sur l'ensemble de

leur hauteur. Pour être considérée dans la strate d'échantillonnage, 75 % de la longueur de chaque filet doit être comprise dans la strate.

Effort d'échantillonnage

La pêche doit durer de 18 à 24 heures et au moins couvrir la période de la journée qui débute à 18 h et qui se termine le lendemain à 9 h. L'unité d'effort est alors la nuit-filet. Les heures de mouillage et de levée de chaque engin doivent être notées.

L'effort de pêche minimal à déployer dépend de la superficie totale du plan d'eau (tableau 9). Cette norme permet d'obtenir un indice de densité (CPUE) pour l'espèce visée. Certains lacs affichent une très grande abondance d'omble de fontaine et l'effort normalisé peut dans ce cas mener à un nombre important de captures, pouvant aller jusqu'à 700. Si l'on soupçonne qu'un lac abrite un très grand nombre d'ombles de fontaine, il est recommandé d'appliquer la moitié de l'effort prescrit. Si le nombre de captures est important et varie peu entre les stations, on peut cesser l'inventaire. Cependant, si le nombre de captures varie beaucoup d'un filet à l'autre, il est important d'appliquer le reste de l'effort prescrit.

Tableau 9. Effort de pêche minimal à déployer pour l'inventaire d'une population d'omble de fontaine ou d'omble chevalier oquassa en fonction de la superficie totale du plan d'eau.

Superficie totale du plan d'eau (ha)	Effort de pêche minimal (nuit-filet)
< 10	2
11-25	4
26-50	6
51-100	8
101-250	10
> 250	10 + 1/125 ha supplémentaires

Taille de l'échantillon

Pour estimer les paramètres biologiques de base d'une population d'omble de fontaine, on suggère de capturer un minimum de 100 spécimens. Généralement, l'effort de pêche prescrit dans le tableau 9 permet de récolter les 100 ombles de fontaine requis. Le cas échéant, on doit déployer un effort de pêche supplémentaire afin d'augmenter le nombre de captures. Pour

maximiser les probabilités d'atteindre 100 captures, on pêche de nouveau la ou les stations ayant capturé le plus d'individus parmi celles déjà inventoriées. Ce type d'échantillonnage n'est cependant plus aléatoire, il s'agit d'un échantillonnage dirigé et il est primordial de distinguer les captures obtenues par échantillonnage dirigé de celles obtenues par échantillonnage aléatoire. Le calcul des paramètres comme les CPUE ou la BPUE doivent tenir compte des captures obtenues strictement de façon aléatoire.

Traitement des captures

Les captures d'omble de fontaine doivent être dénombrées et comptabilisées par panneau d'ouverture de maille pour chaque station. Afin de corriger les données relatives à la sélectivité de l'engin, il est essentiel de savoir dans quelle maille a été capturé chaque omble de fontaine. Les descripteurs biologiques à obtenir sur chaque capture d'omble de fontaine, ainsi que sur les captures des autres espèces, sont décrits à la Section 5.

4.1.5. Protocole d'échantillonnage pour les pêches expérimentales à omble chevalier oquassa

Espèce visée

Au Québec, on trouve deux sous-espèces d'omble chevalier. La sous-espèce *erythrinus* est abondante au nord du 55^e parallèle et est principalement anadrome. On trouve la sous-espèce *oquassa* au sud du 52^e parallèle et elle comprend majoritairement des populations qui demeurent toujours confinées en eau douce. Les populations d'omble chevalier oquassa constituent un vestige des populations anadromes qui vivaient jadis dans la mer de Champlain et l'océan Atlantique, il y a environ 11 900 ans (Dumont 1982). Pour cette raison, l'omble chevalier oquassa représente une grande valeur sur le plan génétique et patrimonial.

L'omble chevalier oquassa fréquente les eaux oligotrophes, froides et bien oxygénées (Scott et Crossman 1974). Il est vulnérable à l'introduction d'espèces compétitrices et à la dégradation de son habitat (Kircheis 1999). Pour toutes ces raisons, l'omble chevalier oquassa figure sur la liste

des espèces susceptibles d'être désignées menacées ou vulnérables⁸ et fait l'objet d'un suivi de l'état de ses populations par le MRNF.

Période et strate d'échantillonnage

L'échantillonnage se déroule en période de stratification thermique, soit du début août à la fin de septembre, selon la région du Québec, et avant la période de rassemblement sur les sites de frai.

La température est le principal facteur limitant la distribution de l'omble chevalier oquassa dans un plan d'eau. L'habitat préférentiel de cette espèce est alors défini par la partie supérieure de l'hypolimnion caractérisée par une température de 12 °C et moins et une concentration minimum de 5 mg·L⁻¹ d'oxygène dissous, mais sans dépasser 20 m de profondeur. La strate d'échantillonnage pour cette espèce est donc la portion du plan d'eau caractérisée par une température de 12 °C ou moins et par une concentration d'oxygène dissous de 5 mg·L⁻¹ ou plus, mais sans dépasser 20 m de profondeur.

Lors d'un premier inventaire, l'emplacement des stations d'échantillonnage doit être établi de façon aléatoire systématique à l'intérieur de la strate d'échantillonnage définie par les critères de l'habitat préférentiel de l'omble chevalier oquassa en ce qui a trait à la température et à l'oxygène dissous. Cependant, lors des inventaires subséquents, on doit conserver les stations historiques afin de limiter la variabilité liée aux sites.

Engin de pêche

Le filet expérimental normalisé pour la capture de l'omble chevalier oquassa est le même que celui pour l'omble de fontaine (tableau 8). Ce filet est composé de six panneaux, mesurant chacun 3,8 m de longueur sur 1,8 m de hauteur. Les panneaux sont disposés en ordre croissant d'ouverture de maille. Le maillage est constitué de multifilaments de nylon vert foncé monté à 50 %, c'est-à-dire que le nombre de mailles par longueur de ralingue est tel que la maille montée est étirée à 50 % de son maximum d'étirement.

⁸ <http://www3.mrnf.gouv.qc.ca/faune/especes/menacees/liste.asp>

Installation de l'engin

Dans la strate à échantillonner, les filets doivent être mouillés perpendiculairement à la rive. D'une station à la suivante, le sens des filets alterne : dans l'une, les plus petites mailles sont placées du côté de la rive, dans la suivante, elles sont placées vers le large. On mesure la profondeur aux deux extrémités du filet.

Les filets doivent être mouillés à partir de l'isobathe de 2 m, sous la profondeur où sont respectés les critères de l'habitat préférentiel de cette espèce, afin que tous les filets échantillonnent la strate sur toute leur hauteur. Pour être considérés à l'intérieur de la strate d'échantillonnage, les filets doivent avoir au moins 75 % de leur longueur à l'intérieur de celle-ci.

Effort d'échantillonnage

La pêche doit durer de 18 à 24 heures et couvrir au moins la période de la journée qui débute à 18 h et se termine le lendemain à 9 h. Ces conditions étant respectées, l'unité d'effort est alors la nuit-filet. Les heures de mouillage et de levée de chaque engin doivent être notées.

L'effort de pêche minimal à déployer dépend de l'objectif de l'étude. Conformément au statut d'espèce susceptible d'être désignée menacée ou vulnérable de l'omble chevalier oquassa, l'objectif des pêches expérimentales sera uniquement, dans la plupart des cas, de confirmer la présence de l'espèce ou d'obtenir, à titre indicatif, une estimation de l'abondance relative de l'espèce dans le plan d'eau. Pour ce faire, l'effort de pêche à déployer, présenté dans le tableau 10, dépend de la superficie du plan d'eau et permet d'obtenir un indice de densité (CPUE) pour l'espèce visée.

Si l'objectif de l'étude comprend l'estimation des paramètres biologiques de base d'une population et que l'état de cette population n'est pas jugé préoccupant, l'effort de pêche suggéré est le double de celui mentionné plus haut et correspond à l'effort de pêche de l'omble de fontaine (tableau 9).

Tableau 10. Effort de pêche minimal à déployer en fonction de la superficie totale du plan d'eau pour confirmer la présence ou estimer l'abondance relative de l'omble chevalier oquassa.

Superficie totale du plan d'eau (ha)	Effort de pêche minimal (nuit-filet)
< 10	2
11-25	2
26-50	3
51-100	4
101-250	5
> 250	5 + 1/250 ha supplémentaires

Taille de l'échantillon

Le nombre d'ombles chevalier oquassa à échantillonner dépend de l'objectif de l'étude. Si l'objectif est de vérifier la présence ou d'estimer l'abondance de l'espèce, la taille de l'échantillon n'a pas d'importance. Lorsque l'objectif est d'estimer les paramètres de population, un nombre de 150 spécimens est nécessaire. Si l'effort normalisé ne permet pas de récolter les 150 spécimens souhaités, on doit d'abord se questionner sur l'état de la population à l'étude avant de chercher à augmenter l'effort de pêche pour accroître le nombre de captures. En effet, un effort de pêche supplémentaire risquerait de nuire à la population. On suggère donc dans le cas de captures peu abondantes de ne pas augmenter l'effort de pêche et de s'en tenir à l'estimation de l'abondance des individus.

Si l'état de la population n'est pas jugé préoccupant, on peut alors investir un effort de pêche supplémentaire. Pour ce faire, on pêche de nouveau la ou les stations parmi celles déjà inventoriées ayant fourni le plus de captures. Ces stations étant délibérément choisies, l'échantillonnage n'est pas considéré comme aléatoire, mais bien dirigé et les captures doivent être distinguées à cet égard. En effet, le calcul des paramètres comme les CPUE ou la BPUE doivent tenir compte des captures obtenues strictement de façon aléatoire.

Traitement des captures

Les captures d'omble chevalier oquassa doivent être dénombrées et comptabilisées par panneau d'ouverture de maille. Afin de corriger les données pour la sélectivité de l'engin, il est essentiel de savoir dans quelle maille a été capturé chaque individu de cette espèce. Les descripteurs

biologiques à obtenir sur chaque capture d'omble chevalier ou quassa, ainsi que sur les captures des autres espèces, sont décrits à la Section 5.

4.1.6. Protocole d'échantillonnage de pêche expérimentale pour l'inventaire de la communauté en lac

Les inventaires ichtyologiques peuvent viser une espèce en particulier ou encore toute la communauté ichthyenne. Le plus souvent, on réalise un inventaire de la communauté lorsque le plan d'eau est inventorié pour la première fois, visant la détermination de la composition en espèces de la communauté et l'abondance relative des différentes espèces au sein de celle-ci.

Depuis 2008, le ministère des Richesses naturelles de l'Ontario effectue des inventaires de communauté dans 179 lacs à l'échelle de l'Ontario dans le cadre d'un programme de suivi (*broad-scale fish community monitoring*). À titre de protocole d'inventaire de communauté, le MRNF propose le protocole normalisé par l'OMNR (Sandstrom *et al.* 2010). Les sections qui suivent consistent donc en une traduction du protocole ontarien. Cependant, il est fortement suggéré de consulter l'ouvrage original intitulé *Broad-scale fish community monitoring using large mesh gillnets and small mesh gillnets* de Sandstrom *et al.* (2010). L'annexe 8 présente un résumé de la méthode ontarienne qui sera détaillée dans les sections suivantes.

Période et strate d'échantillonnage

L'inventaire de la communauté de poissons d'un plan d'eau devrait être réalisé lorsque la température de l'eau à la surface est supérieure ou égale à 18 °C. La période la plus propice pour l'échantillonnage de la communauté est la période estivale où la température de l'eau est à son maximum.

Tandis qu'une pêche expérimentale monospécifique s'effectue dans la strate de profondeur comprenant l'habitat préférentiel de l'espèce visée, un inventaire de la communauté doit couvrir l'ensemble du volume du plan d'eau susceptible d'abriter des poissons, peu importe l'espèce. L'effort de pêche sera alors réparti dans différentes strates de profondeur, selon la profondeur maximale du lac à l'étude.

Engins de pêche et installation

La méthode ontarienne utilise deux types d’engins, maximisant les probabilités de capture dans la gamme de tailles des espèces de poissons d’eau douce (figure 10). Le premier engin est un filet à grandes mailles, destiné à la capture des poissons de plus de 20 cm de taille, soit la taille d’intérêt pour la pêche sportive. Cet engin a été proposé par l’*American Fisheries Society* comme standard nord-américain pour l’inventaire des espèces de poissons d’intérêt sportif (Bonar *et al.* 2009a). L’autre engin est un filet à petites mailles qui cible les poissons de taille inférieure, proies potentielles des poissons capturés par le filet à grandes mailles. Par conséquent, la méthode ontarienne est divisée en deux protocoles d’échantillonnage, selon l’engin utilisé.

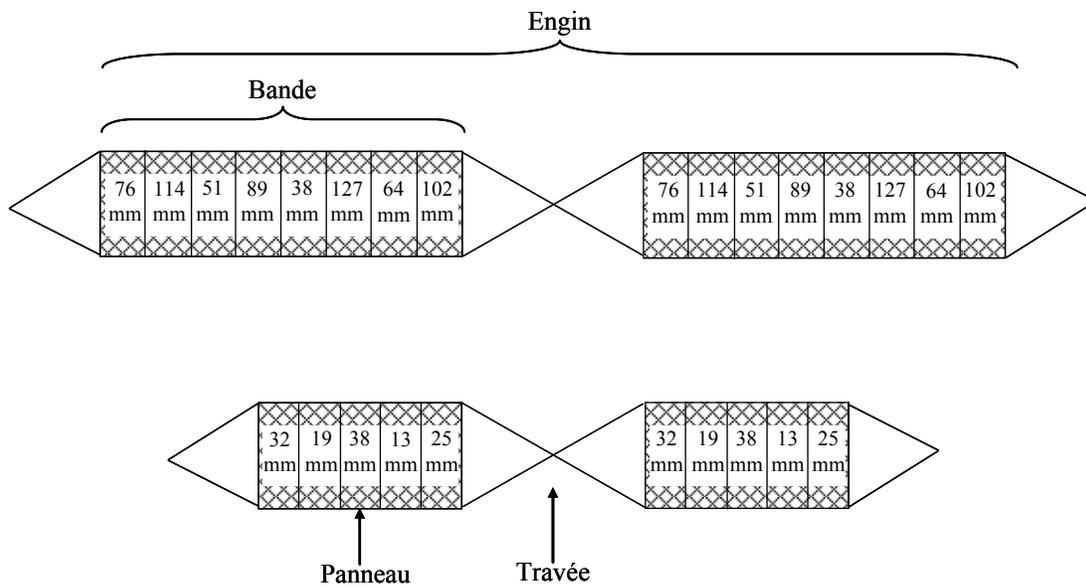


Figure 10. Représentation schématique des deux engins utilisés dans la méthode ontarienne pour un inventaire de la communauté, en haut l’engin à grandes mailles et en bas, l’engin à petites mailles, de même que la terminologie utilisée. Noter que les schémas ne sont pas à l’échelle. Tiré de Sandstrom *et al.* (2010).

Les deux engins ontariens diffèrent des engins normalisés par le MRNF pour la capture du doré jaune ou du touladi et pour la capture des ombles pour deux principales raisons. D’abord, chaque engin ontarien est constitué de deux bandes de filets jointes par une travée (figure 10). Ensuite, chaque bande de l’engin est constituée de différents panneaux d’ouverture de maille différente agencés de façon séquentielle, mais non progressive, comme c’est le cas pour les engins du MRNF (figure 10).

L'engin à grandes mailles mesure 49,6 m de longueur sur 1,8 m de hauteur. Il est composé de deux bandes de huit panneaux d'ouverture de maille différente, chacun mesurant 3,1 m de longueur sur 1,8 m de hauteur (tableau 11). L'engin à petites mailles mesure 25 m et est, quant à lui, constitué de deux bandes de cinq panneaux d'ouverture de maille différente, de 2,5 m de longueur sur 1,8 m de hauteur chacun (tableau 12, figure 10). Dans les deux types d'engin, les panneaux sont disposés en séquence non progressive dans chaque bande, minimisant l'effet d'entraînement (*leading effect*). Le maillage est constitué de monofilament de nylon transparent monté à 50 %, c'est-à-dire que la longueur totale de toutes les mailles lorsqu'elles sont étirées est le double de la longueur des ralingues. Pour chaque engin, les deux panneaux de chaque côté de la travée ne doivent pas être les mêmes (figure 10). Il est possible d'utiliser des bandes simples dans les petits lacs ou lorsque la situation l'exige (p. ex., lacs abritant possiblement des espèces en situation précaire ou lorsque les prises sont extrêmement nombreuses). L'utilisation de ces engins est primordiale afin de se conformer à la méthode normalisée par l'OMNR.

Tableau 11. Caractéristiques de chaque bande constituant l'engin à grandes mailles normalisé pour un inventaire de communauté. Tiré de Sandstrom *et al.* (2010).

Maille étirée		Diamètre du filament (mm)	Ordre de la série de panneaux
(mm)	(po)		
38	1 ½	0,28	5
51	2	0,28	3
64	2 ½	0,28	7
76	3	0,33	1
89	3 ½	0,33	4
104	4	0,33	8
114	4 ½	0,40	2
127	5	0,40	6

Tableau 12. Caractéristiques de chaque bande constituant l'engin à petites mailles normalisé pour un inventaire de communauté. Tiré de Sandstrom *et al.* (2010).

Maille étirée		Diamètre du filament (mm)	Ordre de la série de panneaux
(mm)	(po)		
13	½	0,10	4
19	¾	0,13	2
25	1	0,13	5
32	1 ¼	0,15	1
38	1 ½	0,15	3

Les deux types d'engins sont benthiques (installés sur le fond) et mouillés perpendiculairement ou obliquement à la rive, mais jamais parallèlement. D'une station à la suivante, le panneau installé près de la rive alterne de 76 mm à 102 mm pour l'engin à grandes mailles et de 32 mm à 25 mm pour l'engin à petites mailles. Les captures doivent être identifiées et comptabilisées par bande.

Il est très important que les deux types d'engins pêchent de façon complètement indépendante. On ne doit pas joindre les deux types d'engins afin d'éviter que les petits poissons capturés dans les petites mailles attirent des prédateurs dans les environs, suréchantillonnant de cette façon les poissons de grande taille.

Effort d'échantillonnage

Les deux types d'engins sont mouillés entre 13 h et 17 h et levés le lendemain entre 8 h et 11 h, de telle sorte que chaque engin pêche pour un minimum de 18 heures et un maximum de 22 heures.

L'effort d'échantillonnage (nombre de stations ou nombre d'engins) dépend de la superficie et de la profondeur maximale du lac (tableaux 13, 14, 15). Si une strate de profondeur couvre une surface inférieure à 10 ha, l'effort de deux strates adjacentes peut être combiné. Un engin ne devrait pas chevaucher deux strates d'échantillonnage. Pour s'en assurer, il est conseillé de sonder la station avant de mouiller l'engin. Dans le cas où le profil d'oxygène dissous indique une zone anoxique ($< 2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$) dans une strate de profondeur, au moins deux stations devraient tout de même y être installées. Si l'absence totale de poisson est confirmée, l'effort de cette strate

pourra être redistribué dans la strate adjacente. Les stations d'échantillonnage devraient être réparties de façon aléatoire systématique à l'intérieur de chaque strate de profondeur et, pour ce faire, l'utilisation d'un logiciel géomatique facilite la tâche.

Tableau 13. Strate de profondeur échantillonnée par chaque type d'engin dans le cadre des pêches expérimentales pour un inventaire de communauté. Tiré de Sandstrom *et al.* (2010).

N° de strate	Profondeur de la strate (m)	Engin à grandes mailles	Engin à petites mailles
1	1-3	✓	✓
2	3-6	✓	✓
3	6-12	✓	✓
4	12-20	✓	✓
5	20-35	✓	
6	35-50	✓	
7	50-75	✓	
8	> 75	✓	

L'effort de pêche de l'engin à grandes mailles doit couvrir toutes les strates de profondeur d'un lac et au moins deux stations doivent être échantillonnées dans chaque strate (tableau 14). L'effort de pêche minimal par strate de profondeur pour les deux types d'engins est présenté dans les tableaux 14 et 15 pour les lacs de 10 000 ha et moins. Pour les lacs de plus de 10 000 ha, une formule est présentée dans le tableau 14 pour calculer l'effort approprié pour l'engin à grandes mailles. L'effort ainsi calculé doit être alloué aux différentes strates de profondeur dans des proportions similaires à celles présentées pour les lacs de 5 000 et 10 000 ha (tableau 14). Les lacs de plus de 10 000 ha doivent profiter d'un effort de 30 engins à petites mailles, distribués de façon représentative autour du lac en respectant les quatre premières strates de profondeur (tableau 15).

Tableau 14. Effort de pêche minimal de l'engin à grandes mailles, par strate de profondeur, en fonction de la superficie et de la profondeur maximale d'un plan d'eau pour un inventaire de communauté. Tiré de Sandstrom *et al.* (2009).

Superficie du lac (ha)	Strate de profondeur	Profondeur maximale du lac (m)						
		3-6	6-12	12-20	20-35	35-50	50-75	> 75
20-100	1-3 m	4	3	2	2	2	-	-
	3-6 m	4	3	2	2	2	-	-
	6-12 m	-	2	2	2	2	-	-
	12-20 m	-	-	2	2	2	-	-
	20-35 m	-	-	-	2	2	-	-
	35-50 m	-	-	-	-	2	-	-
	50-75 m	-	-	-	-	-	-	-
	> 75 m	-	-	-	-	-	-	-
	Total	8	8	8	10	12		
100-500	1-3 m	6	4	3	2	2	2	-
	3-6 m	5	4	3	3	3	3	-
	6-12 m	-	3	3	3	3	3	-
	12-20 m	-	-	2	2	2	2	-
	20-35 m	-	-	-	2	2	2	-
	35-50 m	-	-	-	-	2	2	-
	50-75 m	-	-	-	-	-	2	-
	> 75 m	-	-	-	-	-	-	-
	Total	11	11	11	12	14	16	
500-1500	1-3 m	6	4	3	2	2	2	2
	3-6 m	6	5	4	4	4	4	4
	6-12 m	-	5	4	4	4	4	4
	12-20 m	-	-	3	3	3	3	3
	20-35 m	-	-	-	3	3	3	3
	35-50 m	-	-	-	-	2	2	2
	50-75 m	-	-	-	-	-	2	2
	> 75 m	-	-	-	-	-	-	2
	Total	12	14	14	16	18	20	22
1500-5 000	1-3 m	7	5	4	3	3	3	3
	3-6 m	7	6	5	5	5	5	5
	6-12 m	-	6	5	5	5	5	5
	12-20 m	-	-	4	4	4	4	4
	20-35 m	-	-	-	4	4	4	4
	35-50 m	-	-	-	-	3	3	3
	50-75 m	-	-	-	-	-	2	2
	> 75 m	-	-	-	-	-	-	2
	Total	14	17	18	21	24	26	28
5 000-10 000 ¹	1-3 m	8	6	5	4	4	4	4
	3-6 m	9	8	7	7	7	7	7
	6-12 m	-	8	7	7	7	7	7
	12-20 m	-	-	5	5	5	5	5
	20-35 m	-	-	-	5	5	5	5
	35-50 m	-	-	-	-	4	4	4
	50-75 m	-	-	-	-	-	2	2
	> 75 m	-	-	-	-	-	-	2
	Total	17	22	24	28	32	34	36

¹ > 10 000 ha = 0,0987(superficie_lac)^{0,2581}* n^{brc} de filets pour lac de 5 000 à 10 000 ha de profondeur similaire.

Tableau 15. Effort de pêche minimal de l'engin à petites mailles, par strate de profondeur, en fonction de la superficie et de la profondeur maximale d'un plan d'eau pour un inventaire de communauté. Tiré de Sandstrom *et al.* (2009).

Superficie du lac (ha)	Strate de profondeur	Profondeur maximale du lac (m)						
		3-6	6-12	12-20	20-35	35-50	50-75	>75
20-100	1-3 m	2	2	2	2	2	-	-
	3-6 m	2	2	2	2	2	-	-
	6-12 m	-	2	2	2	2	-	-
	12-20 m	-	-	2	2	2	-	-
	20-35 m	-	-	-	-	-	-	-
	35-50 m	-	-	-	-	-	-	-
	50-75 m	-	-	-	-	-	-	-
	> 75 m	-	-	-	-	-	-	-
	Total	4	6	8	8	8		
100-500	1-3 m	3	3	3	3	3	3	-
	3-6 m	3	3	3	3	3	3	-
	6-12 m	-	2	2	2	2	2	-
	12-20 m	-	-	2	2	2	2	-
	20-35 m	-	-	-	-	-	-	-
	35-50 m	-	-	-	-	-	-	-
	50-75 m	-	-	-	-	-	-	-
	> 75 m	-	-	-	-	-	-	-
	Total	6	8	10	10	10	10	
500-1500	1-3 m	4	4	4	4	4	4	4
	3-6 m	4	4	4	4	4	4	4
	6-12 m	-	3	3	3	3	3	3
	12-20 m	-	-	2	2	2	2	2
	20-35 m	-	-	-	-	-	-	-
	35-50 m	-	-	-	-	-	-	-
	50-75 m	-	-	-	-	-	-	-
	> 75 m	-	-	-	-	-	-	-
	Total	8	11	13	13	13	13	13
1500-5 000	1-3 m	5	5	5	5	5	5	5
	3-6 m	5	5	5	5	5	5	5
	6-12 m	-	4	4	4	4	4	4
	12-20 m	-	-	3	3	3	3	3
	20-35 m	-	-	-	-	-	-	-
	35-50 m	-	-	-	-	-	-	-
	50-75 m	-	-	-	-	-	-	-
	> 75 m	-	-	-	-	-	-	-
	Total	10	14	17	17	17	17	17
5000-10 000 ¹	1-3 m	6	6	6	6	6	6	6
	3-6 m	6	6	6	6	6	6	6
	6-12 m	-	5	5	5	5	5	5
	12-20 m	-	-	4	4	4	4	4
	20-35 m	-	-	-	-	-	-	-
	35-50 m	-	-	-	-	-	-	-
	50-75 m	-	-	-	-	-	-	-
	> 75 m	-	-	-	-	-	-	-
	Total	12	17	21	21	21	21	21

¹ > 10 000 ha = 30

Taille de l'échantillon

Puisque l'objectif des pêches expérimentales réalisées conformément à la méthode ontarienne est de dresser l'inventaire de la communauté et non pas de porter un jugement sur l'état de la population pour une espèce en particulier, la taille de l'échantillon récolté n'a aucune importance. Si, toutefois, on désirait augmenter le nombre de captures pour une espèce en particulier, on recommande de déployer un effort supplémentaire dans les strates de profondeurs qui correspondent à l'habitat préférentiel de l'espèce visée (voir sections précédentes). Cependant, l'effort supplémentaire doit être ajouté au protocole de base et non redistribué.

Traitement des captures

Les poissons capturés lors d'un inventaire normalisé ontarien doivent être dénombrés et comptabilisés par bande. Puisque, dans certains lacs, un demi-engin (une seule bande) peut être utilisé, il est important de distinguer les CPUE par bande afin de pouvoir comparer les lacs entre eux. Les descripteurs biologiques à obtenir sur chaque espèce sont décrits à la Section 5.

4.2. Pêche expérimentale en cours d'eau

4.2.1. Introduction

Des milliers de kilomètres de cours d'eau sillonnent le Québec, procurant une très grande variété d'habitats à la faune ichthyologique. Les communautés de poissons qu'on trouve dans les cours d'eau peuvent être composées d'un très grand nombre d'espèces. La composition d'une communauté est principalement influencée par la température de l'eau, donc de la latitude, de même que par les attributs propres au cours d'eau comme la profondeur, la largeur et la position dans le réseau hydrographique. Les espèces de poisson typiques des cours d'eau à eau chaude sont très nombreuses. Les principales espèces d'intérêt sportif sont l'achigan et le bar, les ictaluridés (barbotte, barbue), le maskinongé, le brochet, le doré et la perchaude (Rabeni *et al.* 2009). Les cours d'eau à eau fraîche procurent quant à eux un habitat favorable aux salmonidés, chabots, cyprinidés, épinoches, suceurs et lamproies (Hocutt et Wiley 1986).

Considérant la diversité d'habitats qu'offrent les cours d'eau, l'inventaire des communautés de poissons peut devenir très complexe et plusieurs méthodes peuvent convenir à l'échantillonnage dans un cours d'eau donné. Le protocole d'échantillonnage à privilégier pour un inventaire ichtyologique en cours d'eau est toujours fonction de l'objectif poursuivi. Dans les domaines d'activité du MRNF, les inventaires ichtyologiques en cours d'eau caractérisent généralement toute la communauté, contrairement aux inventaires ichtyologiques en lac qui visent, la plupart du temps, une espèce en particulier. Généralement, les études en cours d'eau menées par le MRNF visent deux principaux objectifs : (1) l'estimation quantitative ou semi-quantitative de l'abondance des individus dans la communauté; et (2) l'estimation des principaux indices de diversité de la communauté, soit de façon qualitative ou quantitative. Conséquemment, les protocoles d'échantillonnage présentés dans cet ouvrage ont été sélectionnés pour répondre à ces objectifs. Puisque, d'une région à l'autre, les objectifs varient grandement, les protocoles proposés ne sont pas normalisés proprement dits, c'est-à-dire qu'ils sont adaptables aux conditions rencontrées. Les protocoles présentés dans cet ouvrage se limitent pour le moment aux inventaires effectués dans de petits cours d'eau (traversables à gué). Les réflexions sur les protocoles à privilégier dans les cours d'eau de plus grande importance sont en cours. Les ouvrages de Johnson *et al.* (2007) et de Bonar *et al.* (2009) constituent des ouvrages de référence de base pour l'échantillonnage des poissons dans les grands cours d'eau.

Dans le cadre des inventaires ichtyologiques en petits cours d'eau, la méthode de capture privilégiée est la pêche à l'électricité. Cette méthode est l'une des plus utilisées parce qu'elle est relativement peu coûteuse et facilement réalisable dans une grande variété de conditions. Essentiellement, ce type de pêche utilise l'électricité pour choquer et capturer les poissons qui se trouvent paralysés dans le champ électrique produit par deux électrodes. C'est une technique de pêche active où les poissons capturés peuvent être remis à l'eau si les réglages de voltage, de fréquence et d'impulsion sont adéquats.

4.2.2. Engin de pêche

La pêche à l'électricité peut être pratiquée à l'aide d'une unité mobile, d'une unité terrestre ou encore en embarcation. Les appareils de pêche à l'électricité sont équipés de groupes électrogènes qui produisent un courant électrique suffisamment puissant pour causer la mort des

opérateurs par électrocution (Reynolds 1996). Tous les membres d'une équipe appelés à pratiquer la pêche à l'électricité doivent par conséquent avoir reçu une formation au préalable (Leclerc *et al.* 2007). Les activités de pêche à l'électricité doivent être réalisées dans le respect de consignes de sécurité bien précises décrites dans le *Guide d'utilisation de la pêche à l'électricité* produit par le MRNF (Leclerc *et al.* 2007). Les principes de base, les différents systèmes et les procédures d'opération sont décrits en détail dans Reynolds (1996). Le *Guide d'utilisation de la pêche à l'électricité* (Leclerc *et al.* 2007) décrit quant à lui les appareils utilisés par le MRNF.

L'engin de pêche le plus approprié pour les petits cours d'eau est l'appareil de pêche à l'électricité portatif (unité mobile) équipé d'une anode circulaire et d'une cathode « queue de rat » (voir description dans Leclerc *et al.* 2007). En théorie, la conductivité est le facteur qui influence le plus l'efficacité de la pêche à l'électricité et qui détermine les réglages appropriés. L'efficacité de la plupart des appareils diminue de façon importante à des valeurs de conductivité inférieures à $70 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ ou supérieures à $700 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ et est généralement très faible sous $50 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ ou au-delà de $1\,400 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ (Rabeni *et al.* 2009).

Généralement, le courant continu (CC) pulsé est préférable au courant alternatif (CA) puisqu'il provoque une nage forcée vers les électrodes (électrotaxie), ce qui facilite la capture (Reynolds 1996). Le CA, bien que très efficace pour choquer et capturer les poissons, cause davantage de blessures (Reynolds 1996; Snyder 2003). Le CC non pulsé réduit les risques de blessures, mais est souvent moins efficace pour capturer les poissons que le courant CC pulsé (Snyder 2003).

Les principaux réglages pour les unités mobiles en CC pulsé sont le voltage (V), la fréquence (Hz) et la durée de l'impulsion (% ou ms). En règle générale, on augmente le voltage lorsque la conductivité est faible ou lorsque le cours d'eau est profond. Une trop haute fréquence est le principal facteur causant les blessures chez les poissons, particulièrement les fréquences supérieures à 30 Hz (Snyder 2003). Pour réduire les risques de blessure chez les poissons choqués, il est conseillé de débiter avec des réglages faibles et d'augmenter graduellement, en séquence, voltage, durée de l'impulsion et fréquence, si nécessaire, jusqu'à ce qu'ils soient efficaces pour la capture. Les tests de réglage devraient être réalisés dans une section de cours d'eau éloigné du site d'échantillonnage, mais dont les caractéristiques sont similaires.

Pour commencer le test sur les réglages, il est recommandé de débiter avec un CC pulsé de 30 Hz d'une durée de 12 % (4 ms) et de 100 V (Reynolds 1996). Si ces réglages ne sont pas adéquats, on augmente d'abord le voltage de façon graduelle par incréments de 50 V, jusqu'à 1 100 V. Si cela n'est pas efficace, on diminue le voltage à 300 V et l'on augmente l'impulsion par incréments de 10 % jusqu'à l'impulsion maximale. Si ces réglages ne sont toujours pas efficaces, on ramène l'impulsion à 12 % et l'on augmente la fréquence par incréments de 10 Hz jusqu'à un maximum de 60 Hz (Snyder 2003).

Les sections qui suivent aideront le biologiste à mettre au point un protocole d'échantillonnage propre à la pêche à l'électricité en petits cours d'eau, adapté aux objectifs poursuivis par l'étude, en s'assurant que les données acquises sont spatialement et temporellement comparables et reproductibles. Il est à noter que les protocoles d'échantillonnage sont présentés à titre indicatif et que le biologiste peut apporter les modifications nécessaires selon les objectifs poursuivis. À cet effet, les méthodes normalisées par Johnson *et al.* (2007) et Bonar *et al.* (2009) constituent d'excellents ouvrages de référence.

4.2.3. Élaboration du protocole d'échantillonnage

L'élaboration du protocole d'échantillonnage commence par la détermination du ou des objectifs de l'étude. Il est important de définir dans un premier temps quelle est la population à l'étude, ce qui, par conséquent, déterminera l'aire d'étude, par exemple : les ombles de fontaine anadromes de la rivière Sainte-Marguerite, la communauté ichthyenne de la rivière des Outaouais entre Ottawa et le lac Saint-Louis ou les ombles de fontaine de l'unique tributaire du lac Croche. Un protocole d'échantillonnage sera différent si l'objectif comprend une description qualitative ou quantitative d'une population donnée ou de la communauté. Le choix d'un protocole d'échantillonnage est aussi influencé par d'autres facteurs tels que le coût de l'échantillonnage et des analyses, la précision requise, les effets biologiques de l'échantillonnage, la sécurité du personnel, l'accès aux sites ainsi que la superficie que couvre l'étude et la durée de celle-ci (Temple et Pearsons 2007).

La figure 11 présente un arbre de décision pour déterminer le protocole d'échantillonnage à privilégier en fonction de la taille du cours d'eau et des objectifs de l'étude. Lorsque le cours

d'eau peut être traversé à gué, la pêche à l'électricité s'effectue à l'aide d'une unité portable. Une équipe de pêche à l'électricité devrait être constituée d'au moins deux personnes, idéalement trois. Si le cours d'eau a une largeur supérieure à 7 m, il est conseillé de faire appel à deux équipes. Les principaux objectifs des études en cours d'eau sont d'estimer l'abondance des individus et de caractériser la communauté quant à la richesse spécifique ou à tout autre indice de diversité. Les protocoles d'échantillonnage diffèrent en fonction de l'objectif poursuivi et du degré de précision désiré.

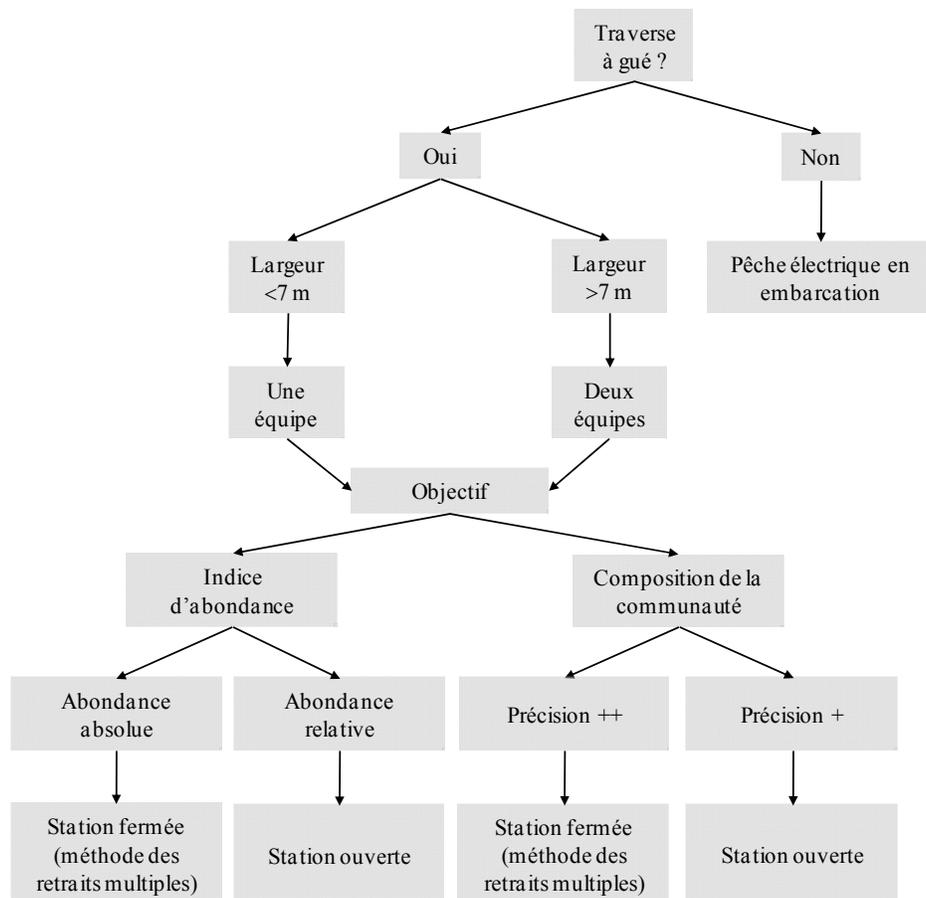


Figure 11. Arbre de décision pour les pêches à l'électricité en cours d'eau. Tiré de Temple et Pearsons (2007).

Espèces visées

L'efficacité de la pêche électrique peut varier en fonction des espèces. La morphologie, la taille et le comportement des individus spécifiques de l'espèce influencent la capturabilité, c'est-à-dire la probabilité de capturer un poisson à la pêche électrique. Par exemple, il est plus difficile de

capturer les poissons benthiques avec une vessie natatoire réduite ou absente parce qu'ils peuvent demeurer au fond, devenant peu localisables lorsqu'ils sont choqués (Rabeni *et al.* 2009). De plus, la pêche à l'électricité est plus efficace pour les gros poissons. Il est plus difficile de capturer les plus petits poissons, possiblement en raison d'un voltage différentiel inférieur (Reynolds 1996). Par conséquent, il est peu probable que la pêche à l'électricité seule puisse capturer toutes les espèces et les classes de taille avec une probabilité égale. Si l'inventaire vise une espèce en particulier, il est par conséquent nécessaire de connaître les facteurs propres à cette espèce qui pourraient influencer la capturabilité et déterminer le moyen de les considérer dans l'échantillonnage.

Plan d'échantillonnage

La pêche à l'électricité peut être utilisée pour estimer l'abondance des individus ainsi que pour décrire la composition en espèces de la communauté ichthyenne. Les lignes qui suivent présentent deux types d'approche pour atteindre ces objectifs, soit l'estimation par stations dites « fermées » et par stations dites « ouvertes », la première permettant généralement une plus grande précision des estimations. Les différentes méthodes proviennent d'ouvrages traitant de la normalisation des méthodes d'échantillonnage en cours d'eau (Temple et Pearsons 2007; Dunham *et al.* 2009; Rabeni *et al.* 2009). Cependant, la plupart des études en cours d'eau effectuées par le MRNF visent uniquement une description qualitative de la communauté et, dans ce cas, le protocole de pêche en stations ouvertes est le plus fréquemment utilisé.

Stations fermées

Pour obtenir une estimation de l'abondance et de la richesse spécifique absolues, un plan d'échantillonnage doit prévoir des stations dites « fermées ». Une prémisses de l'estimation de l'abondance chez les populations animales stipule que la population doit demeurer statique durant toute la durée de l'échantillonnage, limitant l'émigration ou l'immigration des poissons (White *et al.* 1982). Une station d'échantillonnage se ferme en obstruant les parties amont et aval de la station à l'aide de seines. Il est important de s'assurer que les mailles du filet obstruant sont assez petites pour empêcher le passage des plus petits poissons à estimer, tout en évitant que le filet soit emporté en raison d'une trop grande résistance au courant. Dunham *et al.* (2009) proposent d'utiliser des seines de 10-14 mm d'ouverture de mailles comme filets obstructifs,

mais le débit du cours d'eau et la taille des poissons visés peuvent nécessiter une ouverture de maille plus grande (fort débit) ou plus petite (petits poissons ou jeunes stades de vie).

La méthode par retraits multiples en station fermée de Zippin (1958) est une approche courante permettant d'estimer l'abondance et les paramètres de population ainsi que la composition de la communauté de poissons en cours d'eau, notamment chez les salmonidés (Temple et Pearsons 2007). Selon cette approche, un groupe de poissons isolé en station fermée est réduit en retirant les individus capturés par des pêches successives (au moins trois), de telle sorte que le nombre de captures par passage diminue, proportionnellement au nombre de poissons restant. Le nombre de passages est considéré comme suffisant lorsque le nombre d'espèces capturées atteint une asymptote (Lyons 1992; Paller 1995). De nombreuses études ont cherché à vérifier si moins de trois passages pouvaient être suffisants pour estimer l'abondance ou la composition de la communauté (p. ex., Meador *et al.* 2003; Quist *et al.* 2006; Fischer et Paukert 2009; Rabeni *et al.* 2009; Reid *et al.* 2009), mais les résultats obtenus divergent. Conséquemment, le protocole en station fermée propose un minimum de trois passages.

Outre l'estimation de l'abondance et des paramètres de population, la méthode des retraits multiples en station fermée permet aussi l'estimation de la composition de la communauté à des fins de comparaisons statistiques (Rabeni *et al.* 2009), comprenant des variables comme la richesse spécifique, l'équitabilité, la diversité et l'abondance relative des différentes espèces, groupes taxonomiques ou groupes fonctionnels. Tout comme pour l'estimation de l'abondance, trois passages à l'intérieur d'une station fermée seraient suffisants pour détecter les différentes espèces habitant un cours d'eau (Meador *et al.* 2003).

L'approche par retraits multiples s'effectue en suivant les étapes décrites dans le tableau 16. Les poissons capturés à chaque passage doivent être identifiés, dénombrés et peuvent aussi être mesurés et pesés avant d'être remis à l'eau, à l'extérieur de la station fermée. Il est important de séparer les captures par passage pour estimer la taille de la population.

Tableau 16. Protocole pas-à-pas de pêche à l'électricité selon l'approche par retraits multiples. Tiré de Temple et Pearsons (2007).

1.	Sélectionner l'emplacement de la station.
2.	Fermer la station à l'aide de filets.
3.	Mesurer la température et la conductivité.
4.	Pêcher de l'aval vers l'amont et recueillir tous les poissons en les conservant dans un vivier.
5.	Inspecter les filets pour récolter tous les poissons pouvant s'y trouver.
6.	Identifier, énumérer et mesurer toutes les captures, les distinguant par passage.
7.	Laisser le temps aux poissons de récupérer dans un vivier (environ 10 à 15 minutes).
8.	Relâcher les poissons à l'extérieur de la station.
9.	Pêcher de nouveau pour un total de trois passages (étapes 4 à 7).
10.	Enlever les filets.

Stations ouvertes

Les échantillonnages en stations ouvertes ne tiennent compte ni de l'immigration ni de l'émigration des poissons. Cette caractéristique viole la prémisse de la population fermée. C'est pourquoi les estimations d'abondance ou de composition de communauté en station ouverte sont beaucoup moins précises. Une mesure de l'abondance relative (CPUE) en station ouverte demeure toutefois une approche acceptable lorsque les objectifs de l'étude ne requièrent pas une estimation exacte et précise (Temple et Pearsons 2007). L'utilisation des CPUE comme indice d'abondance suppose que le nombre de captures de l'échantillonnage est proportionnel à la taille du stock. Cette méthode est certainement la moins laborieuse pour décrire une communauté quant à l'abondance des différentes espèces et aux indices de diversité, c'est pourquoi c'est la méthode qui est la plus utilisée. L'échantillonnage pour obtenir les CPUE peut être réalisé en suivant les étapes décrites pour l'approche par retraits multiples présentées dans le tableau 16 dans la séquence suivante : 1, 3-4, 6-8.

Aire d'étude, nombre et emplacement des stations d'échantillonnage

L'aire d'étude est établie à partir de la définition de la population statistique visée. Dans le cas d'une étude quantitative, il s'agit habituellement d'un cours d'eau complet ou encore d'un tronçon délimité par des caractéristiques bien définies, des obstacles infranchissables, par exemple.

La définition de l'aire d'étude est préalable au choix du nombre et de l'emplacement des stations d'échantillonnage. Il existe une variété d'outils statistiques permettant d'estimer le nombre de stations à couvrir dans un cours d'eau pour s'assurer de la précision et de l'exactitude des estimations d'abondance (p. ex., Merritt *et al.* 1984; Snedecor et Cochran 1989; voir Quist *et al.* 2009). L'utilisation de ces estimateurs nécessite une série de données préliminaires. La moyenne et la variance mesurées à partir de ces données servent à estimer la taille de l'échantillon nécessaire au seuil de détection désiré. Par exemple, pour savoir combien de stations d'échantillonnage sont nécessaires pour estimer l'abondance de la truite arc-en-ciel dans la rivière Malbaie avec une précision de 10 %, on calcule la moyenne et la variance dans les CPUE mesurées dans quelques stations (au moins trois), grâce à des données historiques ou encore à un échantillonnage préliminaire. Plus la variabilité dans les CPUE est importante, plus le nombre d'échantillons devra être élevé afin d'atteindre un niveau de détection appréciable. Généralement, plus le nombre de stations est important, meilleure est l'estimation. Le nombre de stations dépend toutefois des objectifs poursuivis et des contraintes financières et logistiques.

L'emplacement des stations d'échantillonnage dépend principalement de quatre facteurs : l'aire d'étude, le nombre de stations, l'accessibilité au cours d'eau et la praticabilité de la pêche électrique. Habituellement, les stations sont positionnées de façon à couvrir l'ensemble de l'aire d'étude de façon représentative, en les positionnant à intervalles réguliers. Par exemple, 10 stations d'échantillonnage seraient positionnées à intervalles de 1 km sur un cours d'eau de 10 km. Toutefois, les contraintes d'accès et de praticabilité de la pêche limitent généralement le respect de l'intervalle. L'emplacement des stations relève donc d'un compromis entre tous ces facteurs.

Distance linéaire des stations d'échantillonnage

Qu'elles soient ouvertes ou fermées, la distance de cours d'eau à couvrir à chaque station d'échantillonnage est une considération importante dans l'élaboration du protocole d'échantillonnage et doit être mesurée et notée de façon systématique. Échantillonner une trop longue section de cours d'eau peut devenir très laborieux et dispendieux. Par ailleurs, échantillonner une trop courte section peut biaiser de façon considérable l'estimation des paramètres de la population mesurés et peut mener à des données de piètre qualité. La distance

linéaire à échantillonner dépend des objectifs de l'étude et des contraintes financières et logistiques.

Généralement, pour estimer l'abondance des individus, on sélectionne des sections de cours d'eau d'égale longueur. Les estimations de richesse spécifique (nombre d'espèces dans la communauté) ne sont cependant pas indépendantes de la taille (largeur) des cours d'eau. En effet, le taux d'accumulation de nouvelles espèces capturées (asymptote) plafonne à une distance d'échantillonnage inférieure dans les plus petits cours d'eau. Ainsi, la précision des estimations de richesse spécifique augmente avec la distance échantillonnée qui, elle, augmente avec la taille du cours d'eau (Cao *et al.* 2001; Temple et Pearsons 2007). Dans leur protocole normalisé pour l'inventaire des poissons d'eau douce en cours d'eau, Rabeni *et al.* (2009) suggèrent des stations couvrant une distance équivalant à 40 fois la largeur en eau pour atteindre l'asymptote de l'accumulation d'espèces et une estimation précise de la richesse spécifique.

Puisque l'abondance peut être estimée de façon acceptable en utilisant une distance d'échantillonnage de taille égale entre les stations, et que la richesse spécifique est plus précisément estimée à partir de distances variant avec la taille du cours d'eau, un protocole d'échantillonnage nécessite donc une stratégie d'échantillonnage propre à l'objectif établi. Si l'abondance est la variable d'intérêt, l'effort d'échantillonnage peut être basé sur une distance d'échantillonnage prédéterminée et uniforme. Si l'objectif est de déterminer la richesse spécifique de la communauté, la distance à échantillonner peut être basée sur un multiple de la largeur du cours d'eau. Si les deux variables font partie des objectifs, une stratégie hybride peut être adoptée, dans laquelle des stations de taille unique sont échantillonnées pour l'estimation de l'abondance et une distance additionnelle peut être ajoutée pour l'estimation de la richesse spécifique (Temple et Pearsons 2007).

Dans des cours d'eau du centre ouest des États-Unis, Reynolds *et al.* (2003) et Temple et Pearson (2007) ont démontré respectivement que 150 et 200 m de cours d'eau étaient suffisants pour estimer l'abondance et la richesse spécifique avec précision. Considérant que, généralement, le nombre d'espèces trouvées dans les cours d'eau diminue avec la température, on peut émettre l'hypothèse que la distance à échantillonner pour atteindre le plateau de l'accumulation du

nombre d'espèces capturées serait moindre au Québec. Une pêche électrique exploratoire mesurant l'atteinte du plateau de saturation du nombre d'espèces capturées permettrait de fixer la distance à échantillonner en fonction de la taille du cours d'eau. Évidemment, la distance linéaire de la station (la longueur de la station) dépend elle aussi des contraintes logistiques, financières et de praticabilité de la pêche. La détermination de la taille des stations relève donc autant de la science que des autres contraintes.

Unité d'effort

Dans tous les cas, l'effort d'échantillonnage doit être exprimé en fonction de poissons capturés par surface échantillonnée (poissons·100 m⁻²) plutôt que par la durée de pêche parce qu'il est très difficile de maintenir une vitesse de pêche constante selon les conditions du cours d'eau (courant, substrat, turbidité) et la vitesse peut varier d'un opérateur à l'autre. Il est donc impératif de mesurer la distance parcourue et la largeur du cours d'eau ou la largeur de la station, dans le cas où l'échantillonnage ne peut pas être fait d'une rive à l'autre.

Période d'échantillonnage

La pêche à l'électricité devrait être pratiquée durant la période estivale de faible débit, lorsque la profondeur de l'eau est moindre, le courant plus faible et les poissons plus concentrés (Rabeni *et al.* 2009). Lorsque les poissons d'âge 0+ sont visés par l'étude, la pêche devrait avoir lieu le plus tard possible, lorsqu'ils sont plus gros et ainsi plus vulnérables à la pêche (Peterson et Rabeni 1995). On suggère aussi d'éviter de pêcher à l'électricité pendant ou peu après de fortes précipitations de même que durant un orage. Les fortes pluies occasionnent l'augmentation du débit et de la quantité de matières en suspension, ce qui peut nuire à la sécurité des opérateurs ainsi qu'à la visibilité et la capture des poissons choqués. De plus, la pêche à l'électricité est plus aisée et plus sécuritaire de jour et devrait être pratiquée à ce moment. Enfin, la pêche à l'électricité devrait être évitée lorsque les conditions peuvent être particulièrement stressantes pour les organismes aquatiques, comme lorsque la température de l'eau est très élevée, lorsque la concentration d'oxygène dissous est très basse, durant la période de reproduction ou lorsque les œufs sont en incubation.

Traitement des captures

Les poissons capturés lors d'un inventaire ichtyologique en cours d'eau doivent être traités en accord avec les objectifs de l'étude. Dans tous les cas, toutes les captures devraient être identifiées à l'espèce et dénombrées. Il est possible que les poissons doivent être pesés et mesurés, ou encore faire l'objet d'une analyse des contaminants. Dans ces cas, les procédures à suivre sont décrites dans la section suivante.

5. DESCRIPTEURS BIOLOGIQUES

Lors des pêches expérimentales, plusieurs espèces de poisson sont capturées et tous les individus doivent être identifiés à l'espèce et dénombrés. Parmi l'éventail des espèces de poissons d'eau douce du Québec, certaines ont un intérêt particulier pour le MRNF (espèces d'intérêt, tableau 17), que ce soit pour leur popularité auprès des pêcheurs sportifs ou en raison de la précarité de l'état des populations, comme c'est le cas pour l'omble chevalier ou quassa.

Tableau 17. Espèces d'intérêt pour le MRNF pour lesquelles la prise de données sur chacun des spécimens est obligatoire.

Nom français	Nom latin
Doré jaune ¹	<i>Sander vitreus</i>
Doré noir	<i>Sander canadensis</i>
Grand brochet	<i>Esox lucius</i>
Omble chevalier ou quassa ²	<i>Salvelinus alpinus</i>
Omble de fontaine ¹	<i>Salvelinus fontinalis</i>
Saumon atlantique	<i>Salmo salar</i>
Touladi ¹	<i>Salvelinus namaycush</i>

¹ Espèce visée par les pêches expérimentales.

² Espèce à situation précaire.

C'est le responsable de l'étude qui détermine, en fonction des objectifs établis, quelles données doivent être recueillies sur les poissons capturés lors des pêches expérimentales. Cependant, quelques descripteurs biologiques doivent être mesurés chez les espèces d'intérêt listées dans le tableau 17 et capturées lors des pêches expérimentales en lac, les descripteurs marqués d'un astérisque dans la liste suivante ne pouvant être obtenus que sur les individus sacrifiés :

1. espèce;
2. longueur;
3. masse;
4. sexe*;
5. maturité sexuelle*;
6. état de santé (présence de parasites ou de maladies apparentes);
7. structure de détermination d'âge (uniquement pour l'espèce visée par l'étude)*;
8. tissus pour analyses génétiques (uniquement pour l'espèce visée par l'étude);
9. tissus pour analyse des contaminants*.

Une attention particulière doit être portée aux captures d'ombles chevalier ou quassa. Les descripteurs biologiques mentionnés plus haut doivent être recueillis chez tous les spécimens des populations dont l'état n'est pas jugé préoccupant. Dans le cas d'une population dont l'état est jugé préoccupant, on doit mesurer ces descripteurs que sur les spécimens capturés morts; pour les spécimens capturés vivants et en bonne condition, on ne mesure que la longueur pour ensuite les remettre à l'eau.

5.1. Espèce et dénombrement

Les espèces de poisson doivent être identifiées par leur nom scientifique, tel qu'il est inscrit sur la liste de la faune vertébrée du Québec (MRNF 2008⁹). En pratique, on utilise un code de quatre lettres, habituellement les deux premières lettres du genre et de l'espèce, par exemple. On trouve, à l'annexe 9, les règles de nomenclature pour composer ces codes et, à l'annexe 10, la liste de ces codes. Voici deux exemples :

Nom français	Nom scientifique	Code
Doré jaune	<i>Sander vitreus</i>	SAVI
Ombre de fontaine	<i>Salvelinus fontinalis</i>	SAFO

Les poissons capturés doivent être dénombrés par espèce, par engin et par station. Pour tous les inventaires normalisés visant une espèce en particulier (doré jaune, touladi, ombre de fontaine ou ombre chevalier ou quassa), les captures de l'espèce visée par la pêche doivent être comptabilisées par ouverture de maille. De cette façon, il sera possible de corriger les analyses pour la sélectivité des engins. À la demande des biologistes du Service de la faune aquatique, on peut aussi devoir noter si le poisson a été capturé maillé ou emmêlé. On considère comme maillé un spécimen qui a pénétré dans la maille de telle façon qu'elle encercle le poisson entre l'œil et la nageoire dorsale (Hansen *et al.* 1997). On considère comme emmêlé un poisson qui est retenu par le filet par la bouche ou les dents et que la maille se situe avant les yeux (Hansen *et al.* 1997). Ces données permettront de calibrer nos engins pour la sélectivité et ainsi de corriger les données pour l'ensemble des inventaires normalisés selon les résultats obtenus.

⁹ <http://www3.mrnf.gouv.qc.ca/faune/vertebree/>

Il arrive fréquemment que des amphibiens ou des reptiles soient capturés lors des pêches expérimentales, particulièrement à la pêche à l'électricité. Dans ce cas, les spécimens devraient être identifiés¹⁰ et ces captures, enregistrées.

5.2. Longueur

Tous les spécimens des espèces d'intérêt doivent être mesurés. La longueur totale maximale (LT, en millimètres) est mesurée de l'extrémité du museau jusqu'à l'extrémité de la nageoire caudale (figure 12). Chez les poissons à queue fourchue, les deux lobes sont placés en position médiane et la mesure est prise sur le lobe le plus long. La longueur à la fourche (LF, en millimètres) est une mesure prise chez le saumon ou chez certaines espèces pour lesquelles le mode de capture ou de manutention rend difficile l'emploi de la longueur totale maximale

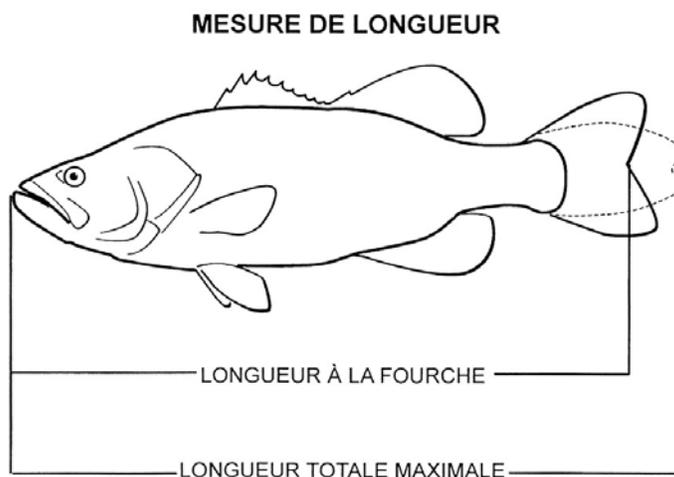


Figure 12. Mesures courantes de la longueur chez un poisson — longueur à la fourche et longueur totale, exprimées en millimètres.

Il est fréquent que les données historiques de longueur réfèrent à la longueur à la fourche plutôt qu'à la longueur totale. Aussi, certains outils d'analyse ou de gestion nécessitent un type de mesure plutôt qu'un autre. Dans de tels cas, il est possible de convertir un type de mesure en un autre à l'aide de facteurs de conversion. Le tableau 18 présente les facteurs de conversion à utiliser pour les principales espèces d'intérêt si aucun facteur de correction pour la population

¹⁰ <http://www.atlasamphibiensreptiles.qc.ca/>

visée n'est connu. Carlander (1969, 1977, 1997) présente les facteurs de conversion pour plusieurs espèces de poisson d'Amérique du Nord pour différentes gammes de tailles.

Tableau 18. Facteurs de conversion de la longueur à la fourche (LF) en longueur totale (LT) pour les espèces d'intérêt. Facteurs tirés de Carlander (1969, 1997), sauf pour le doré jaune (Louis Houde comm. pers.) et le touladi (Fournier 2009).

Espèce	Facteur de conversion
Doré jaune	LT = 1,050 LF
Grand brochet	LT = 1,060 LF
Ombre chevalier oquassa	LT = 1,068 LF
Ombre de fontaine	LT = 1,033 LF
Touladi	LT = 1,084 LF + 4,6 mm

Selon la logistique de chaque inventaire, il est fréquent que les captures soient congelées et traitées en laboratoire. Dans ce cas, une équation pour chaque espèce permet de tenir compte de la congélation et de corriger la longueur :

$$(8) LT_{\text{frais}} = 1,0203 \cdot LT_{\text{décongelé}}$$

5.3. Masse

Tous les spécimens des espèces d'intérêt capturés (tableau 17) doivent être pesés individuellement. Si un spécimen est incomplet, en raison d'un démaillage difficile par exemple, on ne le mesure pas, car cette information sous-estimerait sa masse, ou encore, on rassemble les morceaux du spécimen dans un sac pour la pesée. Pour les captures des autres espèces, on procède à la pesée de l'ensemble des spécimens d'une même espèce capturés dans un engin, après les avoir dénombrés. On note parfois également la taille du plus grand et du plus petit des spécimens, dans le cas de la pêche à l'électricité, par exemple.

La pesée doit être faite de préférence avec une balance électronique, calibrée selon le guide d'utilisation du fabricant. À défaut de cet appareil, on peut recourir à une balance à ressort. Dans les deux cas, on doit s'assurer que la capacité de la balance convient aux spécimens à peser : la masse du spécimen devrait être supérieure à 10 % de la capacité maximale. Par exemple, on

pourrait utiliser une balance dont la capacité maximale est de 1 kg pour peser des poissons de 100 g ou plus. Par ailleurs, il est important de s'assurer que la balance est assez précise pour les petits individus, notamment pour les inventaires au cours desquels l'omble de fontaine ou l'omble chevalier pourraient être capturés. La masse est notée en grammes, en tenant compte de la précision de l'appareil. Si la précision d'une balance est de 10 g, les masses notées devraient être des multiples de 10 g (450 g, 370 g, 560 g, etc.). Si l'index se trouve entre deux marques de graduation, on arrondit la mesure à la marque la plus rapprochée. Il est important de peser les spécimens une fois sur la rive uniquement; le tangage diminue la précision de la mesure.

Si les spécimens sont congelés et traités décongelés une fois en laboratoire, l'équation suivante permet de convertir la masse décongelée en masse à l'état frais :

$$(9) \text{masse}_{\text{frais}} = 1,0403 \cdot \text{masse}_{\text{décongelé}}$$

5.4. Sexe et maturité sexuelle

La détermination du sexe et de la maturité sexuelle est fondamentale pour connaître la proportion de mâles et de femelles dans une population, ainsi que pour déterminer la proportion d'individus qui participent à la reproduction. Ces données permettent plusieurs analyses en dynamique des populations qui ont une incidence directe sur la gestion des espèces de poissons d'intérêt sportif. Par exemple, la détermination de la taille à laquelle 50 % des mâles et des femelles sont matures permet de déterminer la gamme de tailles à protéger à l'égard de la pêche sportive afin d'assurer le recrutement de la population.

5.4.1. Sexe

La détermination du sexe est essentielle, et ce, pour tous les individus de l'espèce visée par les pêches expérimentales, de même que pour les captures d'espèces d'intérêt, qu'ils soient matures ou immatures. Les principaux critères de détermination du sexe comprennent la longueur, la forme et la symétrie des gonades. Le tableau 19 présente les critères de détermination du sexe. Le sexe est codifié en trois classes :

mâle (M);
 femelle (F);
 indéterminé (IND).

Tableau 19. Critères de détermination du sexe (mâle, M; femelle, F; indéterminé, IND) et de la probabilité de la participation à la prochaine fraie (oui, O; non, N; indéterminé, IND) chez les poissons capturés au moment des pêches expérimentales normalisées. Tiré de Vladykov (1956), Martin et Olver (1980) et Duffy *et al.* (2000).

Critère	Sexe	Participation au prochain frai
Gonades non visibles	IND	IND
Gonades transparentes (immature)		
Gonades de longueur inégale, les deux plus courtes que la vessie natatoire, extrémités obtuses	F	N
Gonades de longueur égale, aussi longues que la vessie natatoire, extrémités plutôt pointues	M	N
Gonades colorées (mature)		
Ovaires		
Œufs ayant presque atteint la taille à maturité (doré ≥ 1 mm, salmonidés ≥ 2 mm)	F	O
Œufs plus petits (salmonidés et doré) ou atrétiques (doré)	F	N
Testicules		
Testicules blanc-rosé ou rose-blanchâtre, fermes, mais n'occupant pas nécessairement toute la cavité abdominale	M	O
Testicules flasques qui, même s'ils semblent contenir des produits sexuels, ne sont pas pleins	M	N

La détermination du sexe est simple chez les poissons matures lorsque les pêches expérimentales sont réalisées selon le normatif décrit dans cet ouvrage, soit au début de l'automne pour le doré et à la fin de l'été pour les salmonidés. Les dorés ayant frayé au printemps, le développement des gonades est déjà amorcé (figure 13a), ce qui facilite la détermination du sexe. Au moment des pêches normalisées, les salmonidés sont sur le point de frayer et les gonades sont alors pleinement développées (figure 13b).

La détermination du sexe est aussi possible chez les individus immatures de la plupart des espèces, notamment chez le doré jaune, le touladi, l'omble de fontaine et l'omble chevalier. Les deux principaux critères sont la longueur relative des gonades, l'une par rapport à l'autre, et la longueur des gonades par rapport à la vessie natatoire (tableau 19). La détermination du sexe

chez les individus immatures est, entre autres, nécessaire au calcul de la longueur à laquelle 50 % des individus sont matures.

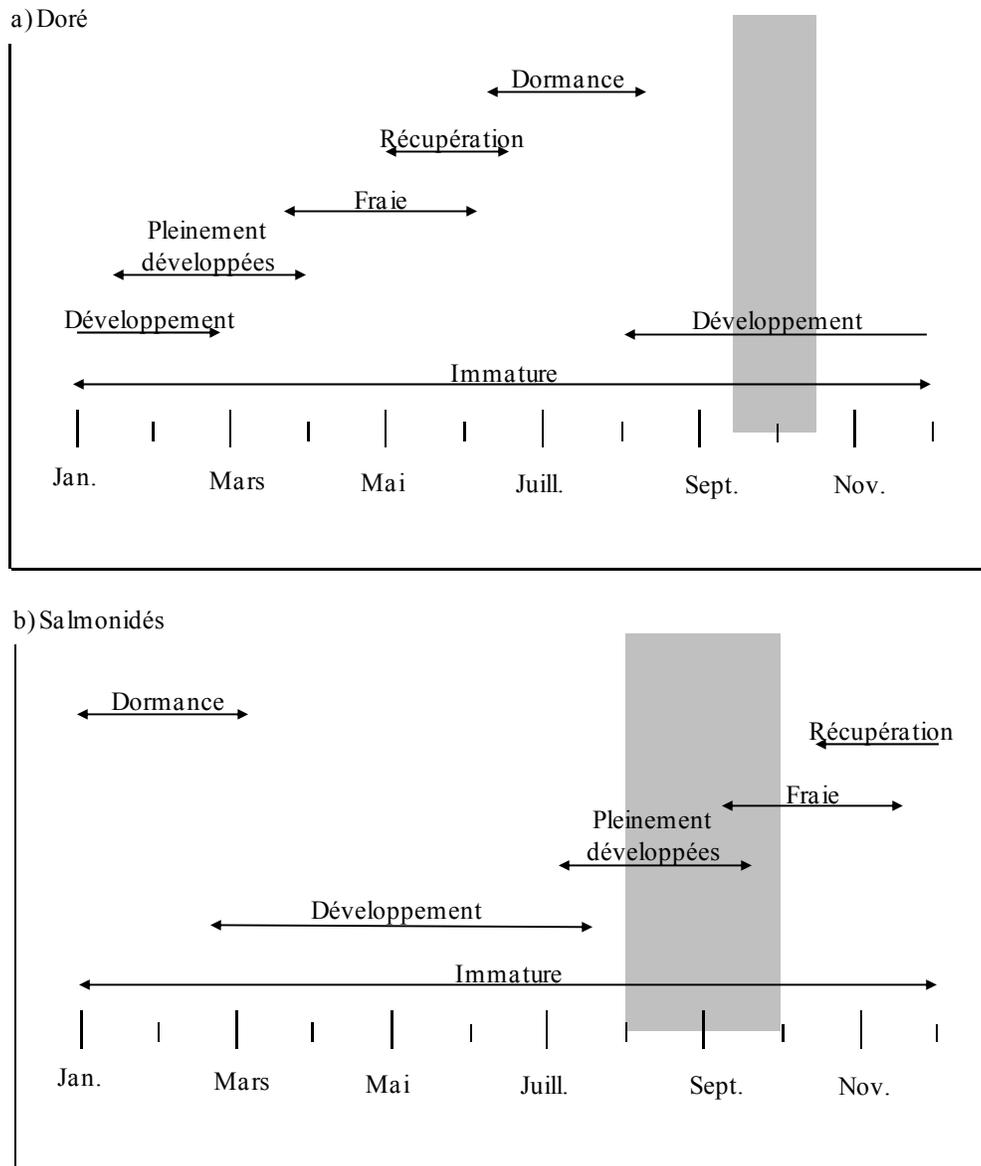


Figure 13. Stades de développement des gonades chez : a) le doré; et b) les salmonidés. Inspiré de Duffy *et al.* (2000). Les périodes peuvent varier selon la latitude et les conditions climatiques; la durée des stades est donc présentée à titre indicatif et ne devrait pas être utilisée pour déterminer la maturité d'un poisson. La zone ombragée correspond à la période d'échantillonnage normalisée.

5.4.2. *Maturité sexuelle*

L'analyse du stock reproducteur d'une population nécessite de connaître la proportion d'individus matures, c'est-à-dire ceux qui participeront au prochain frai. Lorsque les poissons sont capturés à la fin de l'été (salmonidés) ou au début de l'automne (doré), les spécimens qui auraient pu participer au prochain frai peuvent généralement être identifiés parce que leurs gonades ont alors déjà amorcé la maturation des produits sexuels, œufs ou spermatozoïdes (figure 13). Un simple examen de l'aspect des organes reproducteurs permet de classer les poissons en trois catégories à l'égard de leur participation au prochain frai :

oui (O);

non (N);

indéterminé, pour ceux qu'il est impossible de classer (IND).

En général, on peut savoir, d'après la transparence des gonades, si le degré d'avancement de la maturation aurait permis le frai, indépendamment de l'espèce et du sexe. Les gonades des individus immatures sont transparentes, tandis que celles des poissons qui seront en mesure de frayer sont colorées. Le tableau 19 présente les principaux critères permettant de déterminer le sexe et la probabilité de participation au prochain frai chez les poissons.

Femelles

Il est possible de déterminer si une femelle en cours de maturation participera au prochain frai par l'examen des gonades et de la taille des œufs. Généralement, les femelles qui participeront à la prochaine période de reproduction sont matures au moment de l'échantillonnage lorsque celui-ci est réalisé à la période prescrite; leurs gonades sont orangées, elles sont vascularisées, grosses et bien développées, mais ne remplissent toutefois pas complètement la cavité abdominale.

Lors de l'échantillonnage, les gonades des femelles salmonidés matures sont en développement ou pleinement développées et contiennent trois types d'œufs : les œufs en maturation, les œufs de recrutement et les œufs en dégénération (Vladykov 1956; Martin et Olver 1980; Power 1980). Les plus gros œufs sont les œufs en maturation. Ils sont vitellés et varient de jaune à orangé, selon le degré de développement. Les œufs de recrutement sont petits (0,1 à 0,9 mm) et dispersés

parmi les œufs en maturation. Les œufs en dégénération sont des œufs dont le développement a cessé de façon naturelle, permettant la maturation du plus grand nombre d'œufs. Si, lors de l'échantillonnage à la fin de l'été, une femelle salmonidé contient des œufs colorés dont le diamètre est égal ou supérieur à 2 mm, elle participera au prochain frai (code O).

Chez le doré, les gonades en développement des femelles matures contiennent des œufs de taille plutôt uniforme, clairement visibles (Duffy *et al.* 2000). Lorsque capturées lors des pêches expérimentales au début de l'automne, les femelles doré dont les œufs ont atteint un diamètre de 1 mm participeront au prochain frai (code O).

Chez le doré jaune, les gonades des femelles peuvent présenter des anomalies, la plus fréquemment observée au moment où se déroulent les pêches expérimentales étant l'atrésie des gonades. L'atrésie des gonades se manifeste par la présence d'œufs hydratés dits atrétiques, d'un diamètre plus important que le diamètre des œufs à maturité (Rideout *et al.* 2005). Les œufs atrétiques sont des oocytes ayant complété le processus complet de maturation, mais n'ayant pas été expulsés lors du frai, principalement en raison de mauvaises conditions environnementales de température (Rideout *et al.* 2005). Les œufs atrétiques sont alors réabsorbés avant que les nouveaux oocytes démarrent la vitellogenèse et la maturation. Pour cette raison, le développement des œufs pour le prochain frai est compromis et la femelle n'y participera donc pas (code N). L'omission du frai est particulièrement observée chez les espèces dont la reproduction est sensible aux conditions environnementales (Rideout *et al.* 2005), comme le doré jaune (Scott et Crossman 1973), et est ainsi plus probable chez les espèces qui fraient au printemps.

Mâles

Les mâles qui pourraient se reproduire à la prochaine période de frai ont des testicules blanc-rosé ou rose-blanchâtre. Les gonades sont fermes, mais n'occupent pas nécessairement toute la longueur de la cavité abdominale (code O). Un mâle aux testicules flasques qui semblent contenir des produits sexuels, mais qui ne sont pas pleins, ne se reproduira pas au prochain frai (code N).

5.5. Structures de détermination d'âge

La détermination de l'âge des individus constituant une population de poisson est nécessaire pour l'analyse des variations temporelles quant à la structure et à l'abondance. Chez les poissons, plusieurs structures anatomiques calcifiées se prêtent à la détermination de l'âge parce que l'alternance des périodes de croissance et de repos (hiver) forme, chaque année, une marque distincte ou annulus (Panfili *et al.* 2002). La structure la plus adéquate pour la détermination de l'âge est l'otolithe, mais plusieurs autres structures peuvent être utilisées selon l'espèce (tableau 20). Pour les espèces d'intérêt pour le MRNF, l'otolithe est la structure privilégiée.

Tableau 20. Structure anatomique calcifiée à prélever pour la détermination de l'âge chez plusieurs espèces de poissons d'eau douce du Québec.

Espèce	Structure anatomique	Commentaires	Référence
Achigans	Os operculaires		
Doré jaune	Otolithes		Garceau 1996
Doré noir	Deux premiers rayons de la nageoire dorsale Os operculaires	Lorsque la croissance est rapide	
Esturgeons	Premier rayon osseux des nageoires pectorales	Le prélèvement blesse les esturgeons que l'on doit remettre à l'eau vivants. L'âge des spécimens doit être une donnée essentielle à l'étude.	Tardif <i>et al.</i> 2004
Grand brochet	Écailles		Massé 1979
Maskinongé	Cleithrum		Casselmann 1979
Omble chevalier	Otolithes et écailles		
Omble de fontaine	Otolithes et écailles		
Perchaude	Os operculaires 2 ^e et 3 ^e rayon épineux de la dorsale	Lorsque les spécimens doivent être remis à l'eau vivants	
Touladi	Otolithes		Dubois 1967; Garceau 1996
Autres espèces	Otolithes		

L'extraction des otolithes se fait préférablement par la face ventrale du poisson en dégageant des tissus la structure osseuse contenant l'oreille interne, au niveau du premier arc branchial. Une incision faite au centre de cette structure permet de localiser facilement les otolithes dans leur cavité (figure 14). La conservation se fait préférablement à sec, soit dans une enveloppe ou dans

une fiole dûment identifiée. L'utilisation de l'alcool et de la glycérine, quoique fréquente, n'est pas recommandée. En effet, l'utilité de l'otolithe ne se limite pas à la lecture d'âge. L'analyse de la microchimie ou le rétrocalcul isotopique effectué dans le cadre d'études ultérieures nécessite une conservation à sec. Il est vrai que la glycérine peut favoriser la lecture de l'âge, mais il est tout aussi approprié de simplement déposer quelques gouttes de glycérine sur l'otolithe sablé au moment de la lecture.

5.6. État de santé

Les poissons, comme tous les autres animaux, peuvent être malades ou parasités. Les parasites externes et internes chez les poissons sont nombreux. Bien que la plupart des parasites ne nuisent pas au poisson, il est pertinent de faire mention des parasites observés chez les poissons d'un plan d'eau. Les principaux parasites des poissons sont présentés sur le site Web du MRNF¹¹. De plus, si des poissons présentant les symptômes de la SHV¹² sont capturés, il est obligatoire de le rapporter au MRNF en communiquant avec la direction de la région concernée.

Lorsqu'une anomalie nécessite davantage d'investigation, ou si un poisson atteint de SHV est capturé, on doit acheminer le poisson à un laboratoire d'analyse pathologique. Les spécimens d'animaux sauvages morts soumis pour analyses pathologiques sont considérés comme des matières infectieuses au sens du Règlement sur les matières dangereuses. Dans ce contexte, l'envoi d'un spécimen par la poste nécessite un emballage spécial (triple emballage). L'annexe 11 présente en détail comment emballer un spécimen pour l'expédition de même que le laboratoire destinataire selon la région concernée. Tout envoi doit être signalé au responsable du MRNF de la région concernée.

¹¹ <http://www.mrnf.gouv.qc.ca/faune/sante-maladies/parasites.jsp>

¹² <http://www.mrnf.gouv.qc.ca/faune/sante-maladies/septicemie-virale.jsp>

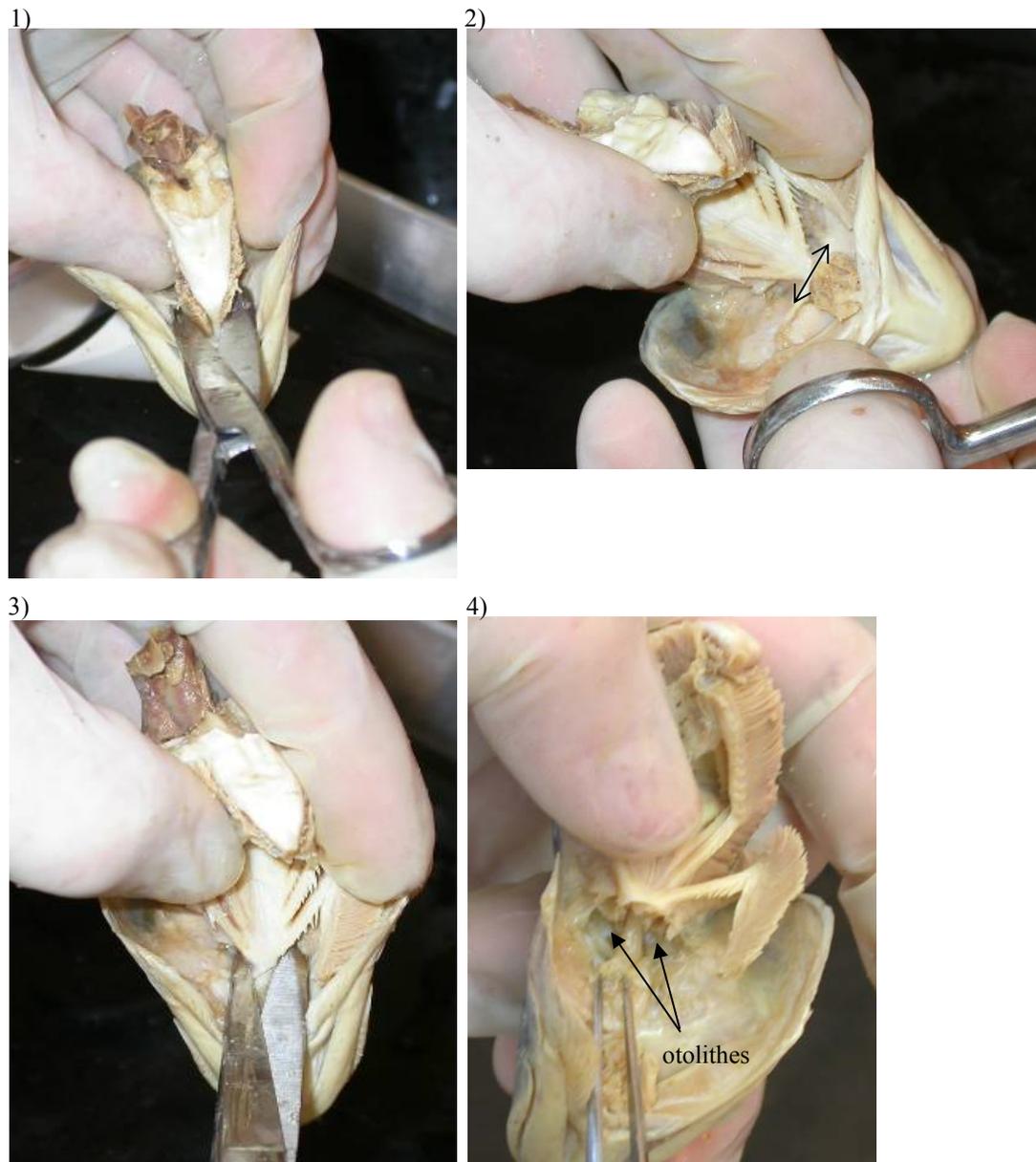


Figure 14. Extraction des otolithes chez l'omble de fontaine. Gracieuseté du Laboratoire d'écologie aquatique de l'Université du Québec à Chicoutimi.

5.7. Analyses génétiques

Les développements rapides survenus au cours des dernières années permettent désormais d'ajouter l'analyse et l'interprétation des caractéristiques génétiques aux outils de gestion des populations de poisson. Les analyses génétiques se font généralement à partir de tissus mous,

plus généralement des nageoires, adipeuses (salmonidés) ou à rayons, selon l'espèce. Pour être en mesure de caractériser adéquatement une population, il faut prélever des tissus sur un nombre minimum de 50 spécimens sélectionnés aléatoirement. Dans le cas de pêches normalisées au doré qui s'échelonnent sur deux années consécutives, un total de 50 individus doit être analysé, qu'ils soient tous capturés la même année ou répartis sur les deux années d'échantillonnage; il est inutile de prélever des tissus sur 50 individus chaque année.

Les prélèvements pour la génétique peuvent être faits sans sacrifier les poissons. Dans tous les cas, on découpe un fragment de nageoire (toute l'adipeuse ou une portion de nageoire à rayons) d'au moins 1 cm², que l'on conserve dans un microtube avec de l'éthanol 95 %. Il est essentiel de s'en tenir à un prélèvement de nageoire uniquement et d'éviter d'incorporer de la chair (p. ex., une portion du dos) dans l'échantillon, évitant du coup les problèmes de conservation. Les possibilités d'analyse sont plus étendues lorsque les échantillons de tissu sont identifiés par spécimen et conservés individuellement, particulièrement lorsque l'échantillon provient d'une nageoire à rayons (risque élevé de fragmentation). Chaque contenant doit donc être identifié avec un numéro de spécimen unique, de telle façon qu'on puisse associer l'échantillon de tissu à un individu donné, dont on connaît tous les paramètres de capture : date, plan d'eau, station, engin, espèce et spécimen. Les individus dont on sait qu'ils proviennent d'un ensemencement doivent absolument être distingués des individus sauvages, car leur présence risque de brouiller le profil génétique que l'on établirait pour la population indigène.

Généralement, on respecte les proportions suivantes pour la conservation des tissus : une partie du volume en matériel biologique pour cinq parties du volume en éthanol 95 %. L'alcool dans lequel est préservé l'échantillon doit être changé au moins une fois, au plus une semaine après le prélèvement, car l'eau des tissus vient diluer l'alcool, ce qui peut compromettre la préservation.

5.8. Analyse des contaminants

Les poissons capturés par les pêcheurs sportifs contiennent une quantité variable de contaminants tels que le méthylmercure (Me-Hg), les biphényles polychlorés (BPC), le dichlorodiphényltrichloroéthane (DDT), l'hexachlorobenzène (HCB), le mirex, les dioxines et les furanes. Ces contaminants sont susceptibles de nuire à la santé des consommateurs de

poisson. Le MDDEP, dans le cadre du Réseau de surveillance des substances toxiques, recueille des échantillons pour différentes espèces de poisson afin de mettre à jour le *Guide de consommation du poisson de pêche sportive en eau douce*¹³. À cette fin, le MDDEP sollicite la collaboration d'autres ministères et organismes afin de recueillir davantage de données et de couvrir l'ensemble du territoire québécois.

Le MRNF participe au Réseau de surveillance des substances toxiques du MDDEP dans le cadre de ses inventaires ichthyologiques. L'analyse des contaminants est obligatoire pour tous les inventaires ichthyologiques réalisés par le MRNF. L'analyse des contaminants doit être effectuée de façon systématique sur l'espèce visée par la pêche expérimentale, soit le doré jaune, le touladi, l'omble de fontaine ou l'omble chevalier, toutefois, aucun effort de pêche supplémentaire n'est demandé pour l'analyse des contaminants. Néanmoins, si la logistique de terrain le permettait, on ferait l'analyse des contaminants sur le doré noir, le grand brochet et le saumon atlantique (ouananiche). Dans le cas des inventaires de doré jaune qui s'échelonnent sur deux années, il n'est pas nécessaire de faire l'analyse des contaminants sur les deux années d'échantillonnage, à moins que le nombre minimum d'individus n'ait été atteint.

L'âge des spécimens, couplé à la teneur en contaminants, permet de dresser une chronologie dans la bioaccumulation des contaminants. L'âge des spécimens utilisés pour l'analyse des contaminants est donc une information qu'il est nécessaire de communiquer au MDDEP. Dans le cas du doré jaune, du touladi, de l'omble de fontaine et de l'omble chevalier, la détermination de l'âge est un paramètre biologique essentiel. Pour les autres espèces d'intérêt comme le doré noir, le brochet et le saumon atlantique, il n'est pas nécessaire de déterminer l'âge dans le cadre de nos inventaires. Toutefois, si l'analyse des contaminants doit être effectuée sur une de ces espèces, une structure de détermination d'âge (écaille, otolithe ou rayon de nageoire) devrait être collectée, selon l'entente, et devrait accompagner les tissus pour l'analyse des contaminants lors de l'expédition au MDDEP. C'est le MDDEP qui est responsable de la lecture des structures de détermination d'âge dans ce cas.

¹³ <http://www.mddep.gouv.qc.ca/Eau/guide/>

Les lignes qui suivent résument le protocole d'analyse des contaminants, mis au point par le MDDEP (Audet 2002). Lors de la planification des travaux sur le terrain, il est essentiel de contacter M. Denis Laliberté de la Direction du suivi de l'état de l'environnement du MDDEP afin d'obtenir un exemplaire du protocole d'Audet (2002) et pour connaître la façon de procéder pour l'expédition des échantillons :

Denis Laliberté
Ministère du Développement durable, de l'Environnement et de Parcs
Direction du suivi de l'état de l'environnement
Service de l'information sur les milieux aquatiques
Denis Laliberté : 418 521-3820, poste 4724
Roger Audet : 418 521-3820, poste 4730

5.8.1. Sélection des spécimens

Les contaminants contenus dans la chair des poissons proviennent essentiellement de l'alimentation. On observe donc une bioaccumulation dans la chaîne trophique, ce qui rend le niveau de contamination dépendant de l'espèce et de la taille du poisson. En effet, un poisson piscivore risque d'être nettement plus contaminé qu'un poisson planctonivore. Tel qu'on l'a mentionné plus haut, l'analyse des contaminants doit être réalisée en priorité pour l'espèce visée par la pêche et, si la logistique de terrain le permet, pour les autres espèces d'intérêt sportif vivant dans le plan d'eau.

Pour une espèce donnée, les spécimens voués à l'analyse des contaminants sont sélectionnés selon leur taille. Le MDDEP a divisé chaque espèce en trois catégories de taille (petit, moyen, gros) (annexe 12), à l'intérieur desquelles neuf individus doivent être sélectionnés de façon aléatoire. Si le nombre et la taille des captures ne permettent pas d'atteindre les neuf poissons requis par classe de taille, on peut utiliser des spécimens « hors classe » (annexe 12), mais en aucun cas la catégorie « hors classe » ne doit être privilégiée au détriment des classes déjà déterminées. Ainsi, un minimum de 27 individus doit être traité par espèce.

Dans le cas de pêches normalisées au doré qui s'échelonnent sur deux années consécutives, l'analyse des contaminants n'est pas répétée chaque année. L'important est d'avoir les neuf

individus dans chacune des trois classes de taille, pour un total de 27 individus, qu'ils soient tous capturés la même année ou répartis sur les deux années d'échantillonnage.

5.8.2. Préparation des échantillons

Lorsque possible, on doit prélever environ 100 g de chair sur chaque spécimen, de préférence sous la nageoire dorsale. L'échantillon ne doit pas contenir de peau ou de viscères. Chez les petits spécimens, toute la chair des filets peut être prélevée. Une attention particulière doit être portée à la préparation des échantillons afin d'éviter qu'ils soient souillés par les viscères ou tout autre contaminant environnant. Dans la mesure du possible, on suggère l'utilisation d'une planche à dépecer ou encore on recouvre la surface de travail d'un papier aluminium résistant. Le couteau utilisé doit être nettoyé fréquemment, tout particulièrement après l'aiguisage, avec l'eau provenant du robinet ou du site de capture.

Tous les échantillons sont enveloppés dans un papier d'aluminium, puis déposés dans un sac de nylon identifié avec le numéro unique du spécimen qui l'associe à sa classe de taille (voir annexe 13 pour l'attribution des numéros d'échantillon). Il est important d'associer le numéro MDDEP du poisson à son numéro dans les données d'inventaire afin de faire concorder les résultats des analyses de contaminants avec toutes les autres données de ce poisson (p. ex., longueur, masse, sexe, âge) et de pouvoir transmettre l'âge des poissons au MDDEP. On doit clairement indiquer sur le sac en plastique (en utilisant un crayon indélébile) le nom du plan d'eau, le numéro de la station, l'espèce avec la catégorie de taille (P, M ou G) et le numéro de l'échantillon. Les sacs individuels sont ensuite regroupés dans un même sac par classe de taille et par espèce. L'utilisation de sacs « Ziploc® » pour congélation est acceptable pourvu que l'échantillon soit bien identifié sur un papier que l'on broche à l'extérieur du sac, près de son ouverture. Utiliser un crayon à mine pour écrire sur ce papier. Ne pas insérer le papier dans le sac avec l'échantillon. Les échantillons doivent être congelés le plus rapidement possible après le prélèvement.

Une fiche de pêche doit être remplie pour chaque espèce prélevée dans un même plan d'eau (voir l'exemple de l'annexe 14). Étant donné qu'une fiche de pêche suffit par espèce par plan d'eau, le numéro de station devient une information non pertinente.

5.9. Analyse de la diète

Certaines études nécessitent l'analyse de la diète des poissons. Pour ce faire, on en évalue le contenu stomacal. Le responsable de l'étude détermine l'espèce visée et le nombre de poissons nécessaire pour l'analyse.

Pour que les organismes contenus dans l'estomac soient bien identifiables et reflètent bien la diète, le poisson devrait être capturé vivant et sacrifié immédiatement. De cette façon, on s'assure que le contenu stomacal est fidèle à l'alimentation précédant la capture, en évitant la régurgitation et en stoppant la digestion. Les pêches expérimentales normalisées au filet maillant ne constituent donc pas la méthode idéale pour l'analyse de la diète. En effet, un poisson capturé tôt après le mouillage des filets sera captif durant plusieurs heures au cours desquelles il ne s'alimentera pas, continuera de digérer et risquera de régurgiter les aliments sous l'effet du stress de la contention. L'analyse de la diète d'un tel poisson ne représente donc pas bien son alimentation. Par ailleurs, l'analyse du contenu stomacal d'un poisson capturé à la pêche électrique, sacrifié et conservé le plus rapidement possible, sera plus représentative de sa diète. Généralement, on suggère de congeler les spécimens le plus rapidement possible ou encore de prélever l'estomac directement sur le terrain et de le conserver dans l'éthanol 95 % ou le formol 4 %. Pour une conservation efficace, on doit remplacer l'éthanol après 24 heures.

Quand un examen des contenus stomacaux est réalisé chez les espèces d'intérêt de ce guide, on devra noter au moins la présence des catégories de proies suivantes :

- poisson, identifié à l'espèce lorsque possible;
- insecte, selon le stade de développement (larve, pupe, adulte);
- benthos, avec description sommaire si possible (p. ex., écrevisses, mollusques, etc.);
- plancton;
- autres, avec description sommaire si possible (végétation, débris, etc.);
- chyme;
- estomac vide.

Si une analyse plus poussée est requise, la technique utilisée et la résolution taxonomique sont à la discrétion du responsable de projet.

Bibliographie

AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION, AMERICAN WATER WORKS ASSOCIATION & WATER ENVIRONMENT FEDERATION (2005). *Standard methods for the examination of water and wastewater*, 21st edition, APHA, Washington.

APPELBERG, M. (2000). “Swedish standard methods for sampling freshwater fish with multi-mesh gill nets”, *Fiskeriverket Information*, 2000: 1, 32 p.

AUDET, R. (2002). *Programme de surveillance des substances toxiques continues dans les chairs de poissons à caractère sportif*, ministère de l'Environnement, Direction du suivi de l'état de l'environnement, Québec, rapport interne (version préliminaire), 6 p. + annexes.

BAKER, J. P. and C. L. SCHOFIELD (1982). “Aluminium toxicity to fish in acidic waters”, *Water, Air, & Soil Pollution*, 18: 289-309.

BEAUCHAMP, D. A., D. L. PARRISH and R. A. WHALEY (2009). “Coldwater fish in large standing waters”, p. 97-117 in Bonar, S. A., W. A. Hubert and D. W. Willis, editors, *Standard methods for sampling North American freshwater fishes*, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

BONAR, S. A., W. A. HUBERT and D. W. WILLIS (2009a). *Standard methods for sampling North American freshwater fishes*, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

BONAR, S. A., S. CONTRERAS-BALDERAS and A. C. ILES (2009b). “An introduction to standardized sampling”, p. 1-12 in S. A. Bonar, W. A. Hubert and D. W. Willis, editors, *Standard methods for sampling North American freshwater fishes*, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

BOUDREAULT, A. (1984). *Méthode d'évaluation des habitats à saumon par photo-interprétation*, rapport de Gilles Shooner inc. pour le ministère du Loisir, de la Chasse et de la Pêche, 24 p.

BOURASSA, J. J. et R. JOLY (1977). *Procédure à suivre pour estimer la profondeur moyenne d'un plan d'eau à l'aide de son profil*, ministère du Tourisme, de la Chasse et de la Pêche, Direction de l'aménagement et de l'exploitation de la faune, 8 p.

BOURKE, P., P. MAGNAN and M. A. RODRIGUEZ (1999). "Phenotypic responses of lacustrine brook charr in relation to the intensity of interspecific competition", *Evolutionary Ecology*, 13: 19-31.

CAO, Y., D. P. LARSEN and R.M. HUGHES (2001). "Evaluating sampling efficiency in fish assemblage surveys: a similarity based approach", *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 58: 1782-1793.

CARLANDER, K. D. (1969). *Handbook of freshwater fishery biology*, volume one, Iowa State University Press, Ames.

CARLANDER, K. D. (1977). *Handbook of freshwater fishery biology*, volume two, Iowa State University Press, Ames.

CARLANDER, K. D. (1997). *Handbook of freshwater fishery biology*, volume three, Iowa State University Press, Ames.

CASSELMAN, J. M. (1979). "The esocid cleithrum as an indicator calcified structure", p. 249-272 in Dubé, J. et Y. Gravel, éditeurs, *Compte-rendu du 10^e atelier sur les poissons d'eau chaude*, ministère du Loisir, de la Chasse et de la Pêche du Québec, Direction de la recherche faunique, Montréal, Québec.

CENTRE D'EXPERTISE EN ANALYSE ENVIRONNEMENTALE DU QUÉBEC (2008). *Détermination du phosphore total dans les eaux naturelles : minéralisation au persulfate; méthode colorimétrique automatisée; procédures adaptées pour le phosphore en teneur élevée et à l'état de trace*, MA. 303 — P 5.0, Rév. 3, ministère du Développement durable, de l'Environnement et des Parcs du Québec, 29 p., [En ligne] [<http://www.ceaeq.gouv.qc.ca/methodes/pdf/MA303P50.pdf>].

CLARK, B. and N. J. HUTCHINSON (1992). *Measuring the trophic status of lakes – Sampling protocols*, Ontario Ministry of the Environment, Water Resources Branch, Dorset, Ontario, 36 p.

DEMERS, A. et ARVISAIS, M. (sous presse). *Guide de normalisation des inventaires bathymétriques*, gouvernement du Québec, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Service de la faune aquatique, Québec, 33 p.

DILLON, P. J. et F. H. RIGLER (1974). “The phosphorus-chlorophyll relationship in lakes”, *Limnology and Oceanography*, 19: 767-773.

DILLON, P. J., B. J. CLARK, L. A. MOLOT and H. E. EVANS (2003). “Predicting the location of optimal habitat boundaries for lake trout (*Salvelinus namaycush*) in Canadian Shield lakes”, *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 60: 959-970.

DILLON, P. J., B. J. CLARK and H. E. EVANS (2004). “The effects of phosphorus and nitrogen on lake trout (*Salvelinus namaycush*) production and habitat”, p. 119-131 in Gunn, J. M., R. J. Steedman and J. A. Ryder, editors, *Boreal Shield Waters: lake ecosystems in a changing environment*, CRC Press, Lewis Publishers, Boca Raton, Florida.

DUBOIS, A. (1967). *Âge et croissance du touladi (Salvelinus namaycush) du lac Mistassini*, Québec, mémoire de maîtrise, Université Laval, 66 p.

DUFFY, M. J., J. L. McNULTY and T. E. MOSINDY (2000). *Identification of sex, maturity, and gonad condition of walleye (Stizostedion vitreum vitreum)*, Ontario Ministry of Natural Resources Northwest Region Science and Technology, Thunder Bay, Ontario NWST FG-05, 33 p.

DUMONT, P. (1982). « Dispersion postglaciaire de l'omble chevalier d'eau douce (*Salvelinus alpinus*) dans le Québec méridional », *Le Naturaliste canadien*, 109 : 229-234.

DUNHAM, J. B., A. E. ROSENBERG, R. F. THUROW, C. A. DOLLOFF and P. J. HOWELL (2009). "Coldwater fish in wadeable streams", p. 119-138 in Bonar, S. A., W. A. Hubert and D. W. Willis, editors, *Standard methods for sampling North American freshwater fishes*, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

DUPONT, J. (2004). *La problématique des lacs acides au Québec*, Direction du suivi de l'état de l'environnement, ministère de l'Environnement, envirodoq n° ENV/2004/0151, collection n° QE/145, 18 p.

ENVIRONNEMENT CANADA (2004). *Canadian guidance framework for the management of phosphorus in freshwater systems*, Ecosystem health: Science-based solutions Report No. 1-8, National guidelines and standard office, Water policy and coordination directorate, 114 p.

EVANS, D. O., K. H. NICHOLLS, Y. C. ALLEN and M. J. McMURTRY (1996). "Historical land use, phosphorus loading, and loss of fish habitat in Lake Simcoe, Canada", *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 53 (Suppl. 1): 194-218.

EVANS, D. O. (2005). *Effects of hypoxia on scope-for-activity of lake trout: a new dissolved oxygen criterion for protection of lake trout habitat*, Technical report 2005-01, Habitat and Fisheries Unit, Aquatic Research and Development Section, Ontario Ministry of Natural Resources, Peterborough, Ontario.

FISCHER, J. R. and C. P. PAUKERT (2009). "Effects of sampling effort, assemblage similarity, and habitat heterogeneity on estimates of species richness and relative abundance of stream fishes", *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 66: 277-290.

FORNEY, J. L. (1974). "Interactions between yellow perch abundance, walleye predation, and survival of alternate prey in Oneida Lake, New York", *Transactions of the American Fisheries Society*, 103: 15-24.

FORNEY, J. L. (1980). "Evolution of a management strategy for the walleye in Oneida Lake New York", *New York Fish and Game Journal*, 27: 105-141.

FOURNIER, H. (2009). *Conversion de mesures de longueur fourche et totale entre elles chez le touladi*, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction de l'expertise Faune-Forêts de l'Outaouais, Gatineau, 9 p.

GARCEAU, M. (1996). *Formation sur l'interprétation des structures osseuses du doré et du touladi*, ministère de l'Environnement et de la Faune du Québec, Direction générale des opérations régionales, 42 p.

GRANT, G. C., P. RADOMSKI and C. S. ANDERSON (2004). "Using underwater video to directly estimate gear selectivity: the retention probability for walleye (*Sander vitreus*) in gill nets", *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 61: 168-174.

GUNN, J. M. and R. PITBLADO (2004). "Lake trout, the Boreal Shield, and the factors that shape lake trout ecosystems", p. 3-18 in Gunn, J. M., R. J. Steedman and J. A. Ryder, editors, *Boreal Shield Waters: lake ecosystems in a changing environment*, CRC Press, Lewis Publishers, Boca Raton, Florida.

HANKIN, D. G. and G. H. REEVES (1988). "Estimating total fish abundance and total habitat area in small streams based on visual estimation methods", *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 45: 834-844.

HANSEN, M. J., C. P. MADENJIAN, J. H. SELGEBY and T. E. HELSER (1997). "Gillnet selectivity for lake trout (*Salvelinus namaycush*) in Lake Superior", *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 54: 2483-2490.

HÉBERT, S et S. LÉGARÉ (2000). *Suivi de la qualité de l'eau des rivières et petits cours d'eau*, Québec, Direction du suivi de l'état de l'environnement, ministère de l'Environnement, envirodoq n° ENV-2001-0141, rapport n° QE-123, 24 p. + 3 annexes.

HENDERSON, B. A. and S. J. NEPSZY (1992). "Comparison of catches in mono- and multifilament gill nets in Lake Erie", *North American Journal of Fisheries Management*, 12: 618-624.

HOCUTT, C. H. and E. O. WILEY (1986). *The zoogeography of North American freshwater fishes*, Wiley, New York.

HUBERT, W. A. (1996). "Passive capture techniques", p. 157-192 in Murphy, B. R. and D. W. Willis, editors, *Fisheries techniques*, 2nd edition, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

HUBERT, W. A. and M. C. FABRIZIO (2007). "Relative abundance and catch per unit effort", p. 279-325 in Guy, C. S. and M. I. Brown, editors, *Analysis and interpretation of freshwater fisheries data*, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

JOHNSON, D. H., B. M. SHRIER, J. S. O'NEAL, J. A. KNUTZEN, X. AUGEROT, T. A. O'NEIL and T. N. PEARSONS (2007). *Salmonid field protocols handbook: techniques for assessing status and trends in salmon and trout populations*, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

KIRCHEIS, F. W. (1989). "History of landlocked Arctic charr management in Maine, USA", *Physiology and Ecology*, Japan (Special Volume) 1: 615-623.

KNOWLTON, M. F., M. V. HOYER and J. R. JONES (1984). "Sources of variability in phosphorus and chlorophyll and their effects on use of lake survey data", *Water Resources Bulletin*, 20: 397-407.

LACASSE, S. et P. MAGNAN (1994). *Distribution postglaciale de l'omble de fontaine dans le bassin hydrographique du fleuve Saint-Laurent : impact des interventions humaines*, Université du Québec à Trois-Rivières, pour le ministère de l'Environnement et de la Faune du Québec, 83 p.

LECLERC, J. G., G. MERCIER, R. PARISEAU et M. TALBOT (2007). *Guide d'utilisation de la pêche à l'électricité*, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction de la recherche sur la faune, 46 p.

LESTER, N. P., P. A. RYAN, R. S. KUSHNERIUK, A. J. DEXTRASE and M. R. RAWSON (2002). *The effect of water clarity on walleye (Stizostedion vitreum) habitat and yield. Percid Community Synthesis*, 48 p.

LESTER, N. P. and W. I. DUNLOP (2003). "Monitoring the state of the lake trout resource: a landscape approach", p. 293-321 in Gunn, J. M., R. J. Steedman and R. A. Ryder, *Boreal Shield watershed: Lake trout ecosystems in a changing environment*, CRC Press, Boca Raton, Florida.

LESTER, N. P., P. E. BAILEY and W. A. HUBERT (2009). "Coldwater fish in small standing waters", p. 85-96 in Bonar, S. A., W. A. Hubert and D.W. Willis, editors, *Standard methods for sampling North American freshwater fishes*, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

LYONS, J. (1992). "The length of stream to sample with a towed electrofishing unit when fish species richness is estimated", *North American Journal of Fisheries Management*, 12: 198-203.

MAGNAN, P. (1988). "Interactions between brook charr, *Salvelinus fontinalis*, and non-salmonid species: Ecological shift, morphological shift, and their impact on zooplankton communities", *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 45: 999-1009.

MARTIN, N. V. and C. H. OLVER (1980). "The lake charr, *Salvelinus namaycush*". p. 206-277 in Balon, E. K., *Charrs – Salmonids fishes of the genus Salvelinus*, Dr. W. Junk bv Publishers, The Hague, The Netherlands.

MASSÉ, G. (1979). *Identification des vrais et des faux annuli sur les écailles du grand brochet, Esox lucius L., et sa croissance dans le fleuve Saint-Laurent, près de Montréal, Québec*, mémoire de maîtrise, Université du Québec à Montréal, 186 p.

McMAHON, T. E., A. V. ZALE and D. J. ORTH (1996). "Aquatic habitat measurements", p. 83-120 in B. R. Murphy and D. W. Willis, editors, *Fisheries Techniques*, 2nd edition, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

MEADOR, M. R., J. P. McINTYRE and K. H. POLLOCK (2003). "Assessing the efficacy of single-pass backpack electrofishing to characterize fish community structure", *Transactions of the American Fisheries Society*, 132: 39-46.

MERRITT, R. W., K. W. CUMMINS and V. H. RESH (1984). "Collecting, sampling, and rearing methods for aquatic insects", p. 11-26 in Merritt, R. W. and K. W. Cummins, editors, *An introduction to the aquatic insects of North America*, 2nd edition, Kendall/Hunt Publishing Company, Dubuque, Iowa.

MINISTÈRE DE L'ENVIRONNEMENT ET DE LA FAUNE (1994). *Guide de normalisation des méthodes utilisées en faune aquatique au MEF*, Direction de la faune et des habitats, Directions régionales, Québec, 37 p. + annexes.

MINISTÈRE DES RESSOURCES NATURELLES ET DE LA FAUNE (2008). Liste de la faune vertébrée du Québec, Faune Québec, mise à jour de juin 2008, [En ligne] [<http://www3.mrnf.gouv.qc.ca/faune/vertebree/>].

MINISTÈRE DU DÉVELOPPEMENT DURABLE, DE L'ENVIRONNEMENT ET DES PARCS (2008). *Guide d'échantillonnage à des fins d'analyses environnementales : Cahier 1 – Généralités*, Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec, 58 p. + 3 annexes, [En ligne] [<http://www.ceaeq.gouv.qc.ca/documents/publications/echantillonnage/generalitesC1.pdf>].

MINISTÈRE DU DÉVELOPPEMENT DURABLE, DE L'ENVIRONNEMENT ET DES PARCS et CONSEIL RÉGIONAL DE L'ENVIRONNEMENT DES LAURENTIDES (2007). *Protocole de mesure de la transparence de l'eau*, mai 2007, 2^e édition mai 2009, 8 p., [En ligne] [<http://www.mddep.gouv.qc.ca/eau/rsvl/transparence.pdf>].

MINISTÈRE DU DÉVELOPPEMENT DURABLE, DE L'ENVIRONNEMENT ET DES PARCS et CONSEIL RÉGIONAL DE L'ENVIRONNEMENT DES LAURENTIDES (2009). *Protocole d'échantillonnage de la qualité de l'eau*, mai 2009, 9 p., [En ligne] [<http://www.mddep.gouv.qc.ca/eau/rsvl/protocole-echantill-qualite.pdf>].

MORGAN, G. E. (2002). *Manual of instructions – Fall walleye index netting (FWIN)*, Laurentian University, Sudbury, Ontario, 20 p.

NADEAU, D. et A. GAUDREAU (2006). *Bilan de sept années « 1997-2003 » de suivi des populations de doré en Abitibi-Témiscamingue*, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Secteur Faune Québec, Direction de l'aménagement de la faune, Rouyn-Noranda, Québec, 68 p.

PALLER, M. H. (1995). "Relationships among number of fish species sampled, reach length surveyed, and sampling effort in South Carolina Coastal Plain Streams", *North American Journal of Fisheries Management*, 15: 110-120.

PANFILI, J., H. de PONTUAL, H. TROADEC et P. J. WRIGHT (2002). *Manuel de sclérochronologie des poissons*, coédition Ifremer-IRD, Plouzané, France.

PARADIS, Y. (2004). “Blue walleye in our lakes: a fisherman’s story or scientific reality?”, *Fisheries*, 29: 39.

PARADIS, Y. and P. MAGNAN (2005). “Phenotypic variation of walleye, *Sander vitreus*, in Canadian Shield lakes: New insights on percid polymorphism”, *Environmental Biology of Fish*, 73: 357-366.

PÊCHES ET OCÉANS CANADA (2007). *Enquête sur la pêche récréative au Canada en 2005*, Analyses économiques et statistiques, Secteur des politiques, Ottawa, 52 p.

PETERSON, J. T. and C. F. RABENI (1995). “Optimizing sampling effort for sampling warmwater stream fish communities”, *North American Journal of Fisheries Management*, 15: 528-541.

PETTIGREW, P. (sous presse). *Mise à jour des normes de pêche expérimentales à l’omble de fontaine*, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction générale du Bas-Saint-Laurent, Direction de l’expertise Faune-Forêts-Territoire du Bas-Saint-Laurent, 28 p.

PLATTS, W. S., W. F. MEGAHAN and G. W. MINSHALL (1983). *Methods for evaluating stream, riparian and biotic conditions*, U.S. Forest Service General Technical Report INT-138.

PLUMB, J. M. and P. J. BLANCHFIELD (2009). “Performance of temperature and dissolved oxygen criteria to predict habitat use by lake trout (*Salvelinus namaycush*)”, *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 66: 2011-2023.

POWER, G. (1980). “The brook charr, *Salvelinus fontinalis*”, p. 141-203 in Balon, E. K., *Charrs – Salmonids fishes of the genus Salvelinus*, Dr. W. Junk bv Publishers, The Hague, The Netherlands.

PRISTAS, P. J. and L. TRENT (1977). "Comparisons of catches in gill nets in relation to webbing material, time of day, and water depth in St. Andrew Bay, Florida", *Fishery Bulletin*, 75: 103-108.

QUIST, M. C., K. G. GEROW, M. R. BOWER and W. A. HUBERT (2006). "Random versus fixed-site sampling when monitoring relative abundance in fishes in headwater streams of the upper Colorado River basin", *North American Journal of Fisheries Management*, 26: 1001-1019.

QUIST, M. C., K. I. BONVECHIO and M. S. ALLEN (2009). "Statistical analysis and data management", p. 171-194 in Bonar, S. A., W. A. Hubert and D. W. Willis, *Standard methods for sampling North American freshwater fishes*, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

RABENI, C. F., J. LYONS, N. MERCADO-SILVA and J. T. PETERSON (2009). "Warmwater fish in wadeable streams", p. 43-58 in Bonar, S. A., W. A. Hubert and D. W. Willis, editors, *Standard methods for sampling North American freshwater fishes*, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

REID, S. M., G. YUNKER and N. E. JONES (2009). "Evaluation of single-pass backpack electric fishing for stream fish community monitoring", *Fisheries Management Ecology*, 16: 1-9.

REYNOLDS, J. B. (1996). "Electrofishing", p 221-253 in Murphy, B. R., and D. W. Willis, editors, *Fisheries techniques*, Second edition, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

REYNOLDS, L., A. T. HERLIHY, P. H. KAUFMANN, S. V. GREGORY and R. M. HUGHES (2003). "Electrofishing effort requirements for assessing species richness and biotic integrity in western Oregon streams", *North American Journal of Fisheries Management*, 23: 450-461.

RIDEOUT, R. M., G. A. ROSE and M. P. M. BURTON (2005). "Skipped spawning in female iteroparous fishes", *Fish and Fisheries*, 6: 50-72.

RYDER, R. A. (1965). "A method for estimating the potential fish production of north-temperate lakes", *Transactions of the American Fisheries Society*, 94: 214-218.

SANDSTROM, S., M. RAWSON and N. LESTER (2010). *Manual of instructions for broad-scale fish community monitoring; using large mesh gillnets and small mesh gillnets*, Ontario Ministry of Natural Resources, Peterborough, Ontario, Version 2010.2, 34 p. + appendices.

SAWYER, C. N., P. L. McCARTY and G. F. PARKIN (2003). *Chemistry for environmental engineering and science*, Fifth edition, McGraw-Hill, Boston, Massachusetts, 752 p.

SCOTT, W. B. et E. J. CROSSMAN (1974). *Poissons d'eau douce du Canada*, Bulletin 184, Office des recherches sur les pêcheries du Canada, 1026 p.

SHUTER, B. J., M. L. JONES, R. M. KORVER and N. P. LESTER (1998). "A general life-history based model for regional management of fish stocks: the inland lake trout (*Salvelinus namaycush*) fisheries in Ontario", *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 55: 2161-2177.

SNEDECOR, G. W. and W. G. COCHRAN (1989). *Statistical methods*, 8th edition, Iowa State University Press, Ames.

SNYDER, D. E. (2003). "Invited overview: conclusions from a review of electrofishing and its harmful effects on fish", *Reviews of Fish Biology and Fisheries*, 13: 445-453.

STEEDMAN, R. J., J. M. GUNN and R. A. RYDER (2004). "Boreal Shield waters: models and management challenges", p 331-346 in Gunn, J. M., R. J. Steedman and J. Ryder, editors, *Boreal Shield Waters: lake ecosystems in a changing environment*, CRC Press, Lewis Publishers, Boca Raton, Florida.

STRAHLER, A. N. (1952). "Hypsometric (area-altitude) analysis of erosional topography", *Geological Society of America Bulletin*, 63: 1117-1142.

TARDIF, R., D. DESCHAMPS, J. LECLERC, P.-Y. COLLIN, C. GAUTHIER et B. BAILLARGEON (2004). *Technique de préparation de structures et d'interprétation de l'âge chez l'esturgeon noir et l'esturgeon jaune*, Société de la faune et des parcs du Québec, 47 p.

TEMPLE, G. M. and T. N. PEARSONS (2007). "Electrofishing: backpack and drift boat", p. 95-132 in Johnson, D. H., B. M. Shrier, J. S. O'Neal, J. A. Knutzen, X. Augerot, T. A. O'Neil and T. N. Pearsons, editors, *Salmonid field protocols handbook: techniques for assessing status and trends in salmon and trout populations*, American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.

THIBAUT, I., D. NADEAU, H. FOURNIER, M. LEGAULT et M. ARVISAIS (sous presse). *Inventaire ichthyologique provincial du doré jaune (Sander vitreus)*, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction de l'expertise sur la faune et ses habitats, Service de la faune aquatique, 30 p.

THIBAUT, I., H. FOURNIER, D. NADEAU, M. LEGAULT et M. ARVISAIS (sous presse). *Inventaire ichthyologique provincial du touladi (Salvelinus namaychus)*, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction de l'expertise sur la faune et ses habitats, Service de la faune aquatique, 32 p.

VÉZINA, R. (1978). « La profondeur moyenne : un outil pour évaluer le potentiel des plans d'eau à truite mouchetée pour la pêche sportive », Chapitre 15 dans ministère du Loisir, de la Chasse et de la pêche, Direction de l'aménagement et de l'exploitation de la faune, éditeur, *Manuel de gestion de la faune aquatique*, Québec.

VLADYKOV, V. D. (1956). "Fecundity of wild speckled trout (*Salvelinus fontinalis*) in Quebec lakes", *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 13: 799-841.

WETZEL, R. G. (2001). *Limnology, Lake and river ecosystems*, Third edition, Academic Press, San Diego, California.

WETZEL, R. G. and G. E. LIKENS (2000). *Limnological analyses* – Third edition, Springer-Verlag, New York.

WHITE, G. C., D. R. ANDERSON, K. P. BURNHAM and D. L. OTIS (1982). *Capture-recapture and removal methods for sampling closed populations*, Los Alamos National Laboratory, LA-8787-NERP, Los Alamos, New Mexico.

ZIPPIN, C. (1958). “The removal method of population estimation”, *Journal of Wildlife Management*, 22: 82-90.

ANNEXES

Annexe 1. Principales règles de sécurité en embarcation

Cette section résume les règles de base de sécurité en embarcation, présentées en détail dans le *Guide de sécurité 2006* (ISBN : 0-662-70832-6, Catalogue N° T29-5/2006F).

Certification de l'opérateur

Tout opérateur de l'embarcation doit posséder son certificat de navigation de plaisance tel qu'il est spécifié par les règlements de Transports Canada.

Capacité de l'embarcation

Le respect de la capacité de l'embarcation constitue un principe fondamental. Les limites de capacité sont inscrites sur l'étiquette de capacité de l'embarcation. On doit y retrouver :

- la puissance maximale de sécurité recommandée pour un moteur hors-bord;
- le nombre maximal recommandé d'occupants que le bâtiment peut transporter;
- la capacité de charge maximale recommandée pour l'embarcation de plaisance.

L'étiquette de capacité confirme que l'embarcation de plaisance respecte les *Normes de construction des petits bateaux*.

Les limites recommandées sont valables par beau temps. Le nombre de personnes qu'une embarcation peut transporter en toute sécurité dépend, entre autres, de sa catégorie, de la répartition des passagers et de l'équipement transporté ainsi que des conditions météorologiques. Le conducteur doit connaître les limites de son embarcation et les respecter.

Équipement de l'embarcation

- Les équipements énumérés plus bas s'appliquent à une embarcation de plaisance motorisée de moins de 6 m (19 pi 8 po) de longueur.

Équipement de protection individuelle

- Un vêtement de flottaison individuel ou un gilet de sauvetage homologué au Canada et de taille appropriée pour chaque personne à bord.
- Une ligne d'attrape flottante d'au moins 15 m (49 pi 3 po) de longueur.

Équipement de sécurité d'une embarcation

- Un dispositif de propulsion manuelle (une paire de rames; une pagaie ou tout autre dispositif qui peut être utilisé manuellement ou avec les pieds par une personne pour propulser une embarcation, ce qui comprend le gouvernail manipulé de gauche à droite d'un mouvement continu sur un petit voilier non ponté ou une roue à aubes sur une embarcation à pagaies. Même si un seul dispositif est nécessaire pour

respecter l'exigence, il est prudent d'emporter une pagaie ou un autre dispositif de propulsion de rechange.

- Une ancre fixée à un câble, à un cordage, à une chaîne ou à une combinaison de ceux-ci, d'au moins 15 m (49 pi 3 po) de longueur.
- Un extincteur de classe 5BC, si l'embarcation de plaisance est équipée d'un moteur intérieur, d'un réservoir à combustible fixe, peu importe sa taille, ou d'un dispositif de cuisson, de chauffage ou de réfrigération alimenté en carburant.
- Une écope (aucune écope ou pompe à main n'est requise lorsqu'il s'agit d'un multicoque à divisions multiples fermées) ou une pompe à main munie d'un tuyau suffisamment long pour permettre à la personne utilisant la pompe de vider l'eau par-dessus bord.

Équipement de détresse

- Une lampe de poche étanche ou trois signaux pyrotechniques de type A, B ou C homologués au Canada.

Équipement de navigation

- Un dispositif ou un appareil de signalisation sonore.

Des feux de navigation conformes aux dispositions du Règlement sur les abordages si l'embarcation de plaisance est utilisée entre le coucher et le lever du soleil ou lorsque la visibilité est réduite. Si vous utilisez une sonde externe, la première étape sera d'attacher votre fixation à l'embarcation. Selon votre dispositif de fixation, il se peut qu'il soit préférable de compléter cette étape avant de mettre le bateau à l'eau. Assurez-vous qu'aucune structure de la coque n'interfère avec l'écoulement de l'eau autour de la sonde. La base de la sonde doit être parallèle à la surface de l'eau et à une distance minimale de 1 cm de la coque.

Annexe 2. Principales unités de mesure utilisées dans le *Guide de normalisation des méthodes d'inventaire en eaux intérieures*.

Unités de mesure les plus courantes :

Variable	Unité ¹	Abréviation
Longueur	mètre	m
	centimètre	cm
	millimètre	mm
Superficie	centimètre carré	cm ²
	mètre carré	m ²
	hectare	ha
	kilomètre carré	km ²
Volume	litre	l ou L
	mètre cube	m ³
Temps	année	a
	jour	j
	heure	h
	minute	min
	seconde	s
Masse	gramme	g
	kilogramme	kg
	tonne	t
Date	année-mois-jour	2010-01-01
Heure	système 24 h	21 :12

¹ Les mesures doivent être notées selon le Système international d'unités (SI) [<http://www.metrologiefrancaise.fr/fr/si/unites-mesure.asp>].

Annexe 3. Plantes aquatiques les plus courantes en milieu aquatique.

Plantes aquatiques submergées et éponge d'eau douce



Myriophylle à épis
Myriophyllum spicatum



Élodée du Canada
Elodea canadensis



Potamot de Robins
Potamogeton robbinsii

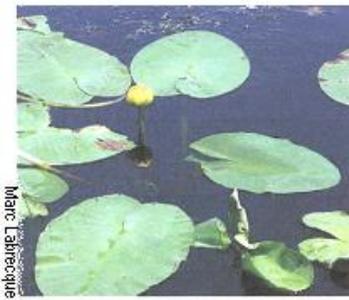


Éponge d'eau douce
Spongilla lacustris

Plantes aquatiques à feuilles flottantes



Brasénie de Schreber
Brasenia schreberi



Grand nénuphar jaune
Nuphar variegata



Nymphée odorante
Nymphaea odorata



Potamot de Richardson
Potamogeton richardsonii



Potamot graminioïde
Potamogeton gramineus



Potamot nain
Potamogeton pusillus



Potamot à larges feuilles
Potamogeton amplifolius



Najas souple
Najas flexilis



Châtaigne d'eau
Trapa natans



© Martine Lapointe

Utrulaire vulgaire
Utricularia vulgaris



© Martine Lapointe

Utrulaire cornue
Utricularia cornuta



Vallisnérie d'Amérique
Vallisneria americana



Marc Labrecque

Rubaniér à feuilles étroites
Sparganium angustifolium



© Martine Lapointe

Rubaniér flottant
Sparganium fluctuans

Plantes aquatiques émergentes



Éléocharide de Small
Eleocharis smallii



Ériocaulon septangulaire
Eriocaulon septangulare



Isoète
Isoetes sp



Calla des marais
Calla palustris



Lobélie de Dortmann
Lobelia dortmanna



Quenouille
Typha latifolia



Sagittaire latifoliée
Sagittaria latifolia



Sagittaire cunéaire
Sagittaria cuneata



Rubanier émergé
Sparganium emersum



Rubanier à gros fruits
Sparganium eurycarpum



Scirpe d'Amérique
Scirpus americanus

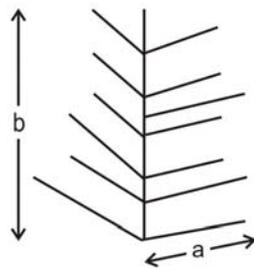
Annexe 4. Identification de *Myriophyllum spicatum* et de *M. exalbescens*.

Lors des diagnoses, il est important de pouvoir distinguer le Myriophylle à épis *Myriophyllum spicatum*, espèce exotique envahissante, originaire d'Eurasie, du Myriophylle blanchissant *M. exalbescens*, une plante indigène d'Amérique du Nord.

Le nombre de folioles, caractère habituellement utilisé dans les clés d'identification, ne constitue pas ici un critère fiable : la jeune plante ou bouture de *M. spicatum* a moins de folioles que la plante adulte. On peut avoir recours aux critères suivants (S. Aiken comm. pers.).

- Seul *M. spicatum* développe des bourgeons rouges aux extrémités; ces bourgeons sont résolument verts chez *M. exalbescens*.
- Lorsqu'il atteint la surface, *M. spicatum* se ramifie beaucoup, ce qui lui permet de former la canopée très abondante qu'on lui connaît. *M. exalbescens*, par contre, ne se ramifie pas.
- La forme de la feuille et la longueur des folioles sont les critères les plus significatifs :

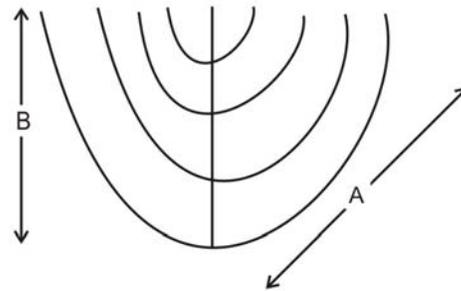
M. spicatum:



$$a \leq 0,5b$$

La longueur de la première foliole est plus petite ou égale à la demie de la longueur totale de la feuille. La feuille ressemble à une plume.

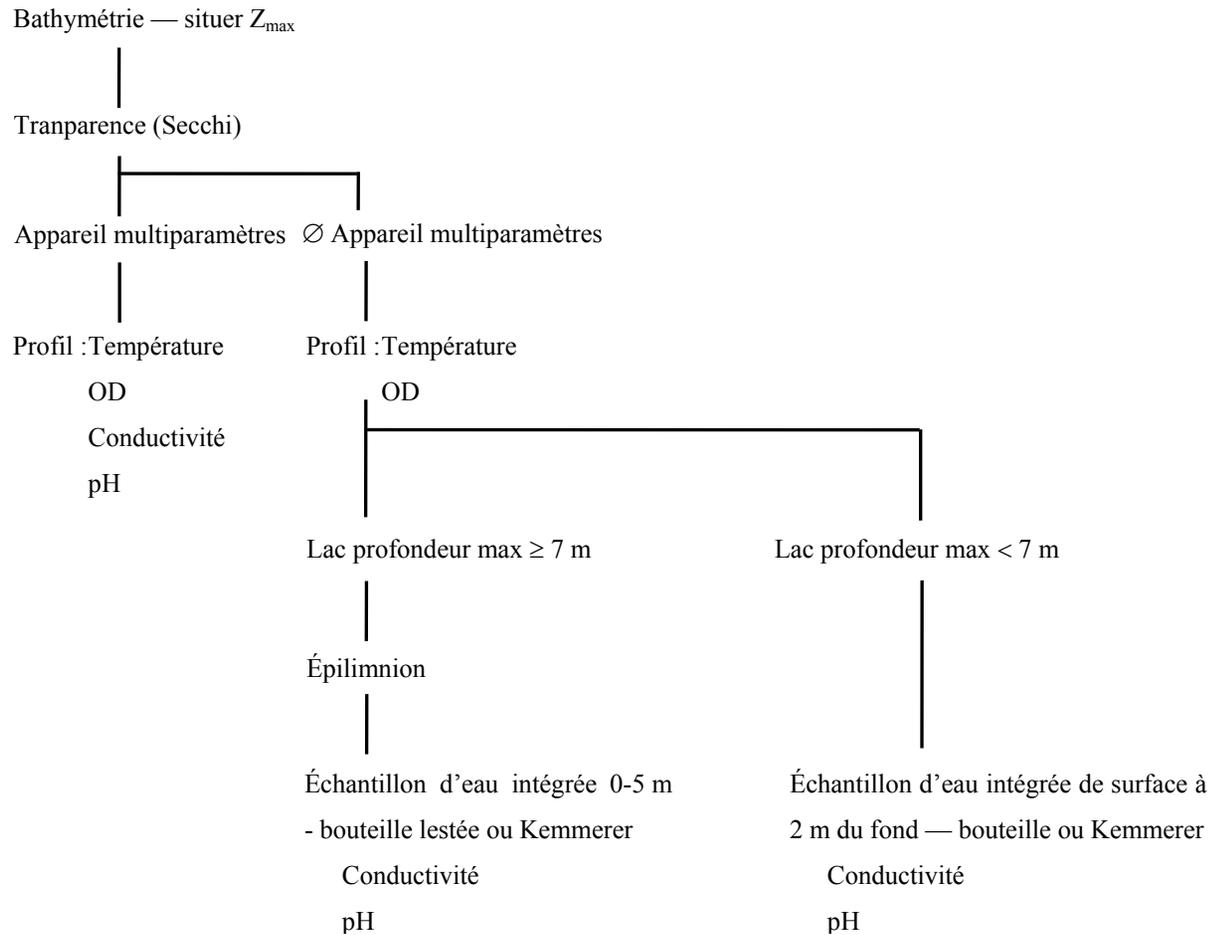
M. exalbescens:



$$A = \pm B$$

La longueur de la première foliole est à peu près égale à la longueur totale de la feuille. La feuille ressemble à un chandelier.

Annexe 5. Résumé des paramètres limnologiques à obtenir pour un inventaire en lac.



Annexe 6. Résumé des caractéristiques du protocole d'échantillonnage pour les pêches expérimentales monospécifiques.

Éléments du protocole d'échantillonnage	Doré jaune	Touladi	Omble de fontaine	Omble chevalier oquassa
Strate d'échantillonnage				
Température	-	≤ 12 °C	≥ 10 °C	≤ 12 °C
Oxygène dissous	-	≥ 5 mg·L ⁻¹	≥ 5 mg·L ⁻¹	≥ 5 mg·L ⁻¹
Profondeur	0-15 m	≤ 40 m	0-10 m	≤ 20 m
Période d'échantillonnage				
	(10-15 °C) mi-septembre	fin de l'été stratif thermique	début août-fin sept. stratif thermique	début août-fin sept. stratif thermique
Engin				
Matériau	monofilament	monofilament	multifilament	multifilament
Longueur	8 panneaux x 7,6 m	8 panneaux x 7,6 m	6 panneaux x 3,8 m	6 panneaux x 3,8 m
Hauteur	1,8 m	1,8 m	1,8 m	1,8 m
Maille étirée; diam. fil (mm)	25 mm 0,23 mm	25 mm 0,23 mm	25 mm 210/2	25 mm 210/2
	38 mm 0,23 mm	38 mm 0,23 mm	32 mm 210/2	32 mm 210/2
	51 mm 0,28 mm	51 mm 0,28 mm	38 mm 210/3	38 mm 210/3
	64 mm 0,28 mm	64 mm 0,28 mm	51 mm 210/3	51 mm 210/3
	76 mm 0,33 mm	76 mm 0,33 mm	64 mm 210/6	64 mm 210/6
	102 mm 0,33 mm	102 mm 0,33 mm	76 mm 210/6	76 mm 210/6
	127 mm 0,52 mm	127 mm 0,52 mm		
	152 mm 0,52 mm	152 mm 0,52 mm		
Effort d'échantillonnage				
Durée	18-24 h	18-24 h	18-24 h	18-24 h
Sup. plan d'eau (ha); n (nuits-filets)	≤ 200 8 ¹	≤ 150 5	≤ 10 2	≤ 10 2
	201-500 12 ¹	151-300 8	11-25 4	11-25 2
	501-1 000 14 ¹	301-1 000 10	26-50 6	26-50 3
	1 001-2 000 18 ¹	1 001-5 000 1/100 ha...	51-100 8	51-100 4
	2 001-3 000 22 ¹	> 5 000 50	101-250 10	101-250 5
	3 001-5 000 28 ¹		≥ 250 10 + 1/125 ha	≥ 250 5 + 1/250 ha
	5 001-10 000 36 ¹			doubler l'effort pour une pop jugée non préoccupante
	> 10 000 48 ¹			
Taille de l'échantillon	150	150	100	150 ²

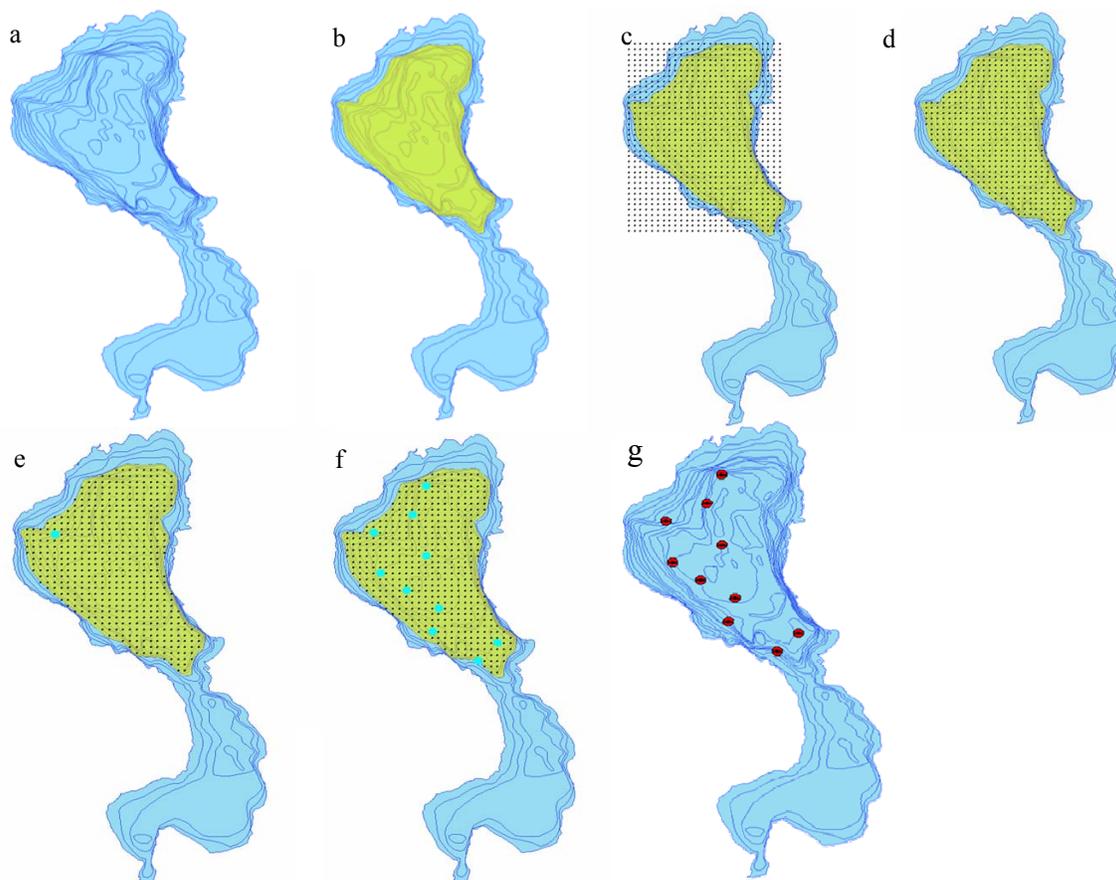
¹ Répartir l'effort sur deux ans.² Pour les populations dont l'état n'est pas jugé préoccupant uniquement.

Annexe 7. Détermination de l'emplacement des stations de pêche expérimentale.

Méthode manuelle

1. Sur une carte bathymétrique du lac à grande échelle (1/20 000, figure a), délimiter la strate d'échantillonnage (figure b). À l'intérieur des limites de la strate, tracer des lignes horizontales et verticales équidistantes (figure c-d). La distance dépend de la superficie du plan d'eau.

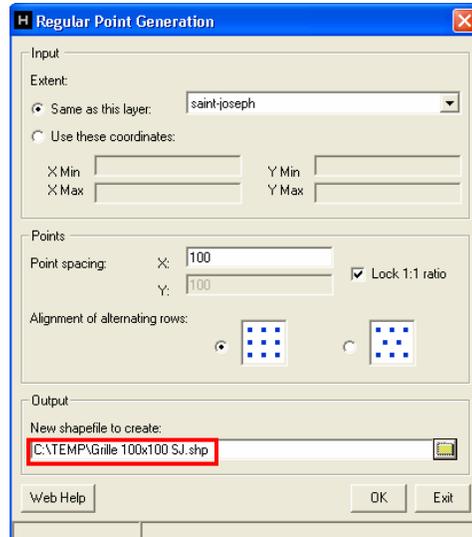
Superficie du plan d'eau (ha)	Distance entre les points de la grille (m)
< 500	50
500-2 000	100
2 000-5 000	200
> 5000	400
2. Compter le nombre d'intersections (N) situées à l'intérieur de la strate d'échantillonnage et le diviser par le nombre de stations requises dans le plan d'échantillonnage. C'est le pas d'échantillonnage (P).
3. Choisir un nombre au hasard entre 1 et P pour la première station.
4. Compter soit horizontalement, soit verticalement, le nombre d'intersections jusqu'à ce nombre pour définir l'emplacement de la première station (figure e).
5. À partir de cette première station, les suivantes sont localisées à chaque P intersections suivantes (figure f). Si la distribution semble trop contagieuse (à cause de la forme du lac), compter dans l'autre sens (exemple: verticalement plutôt qu'horizontalement).



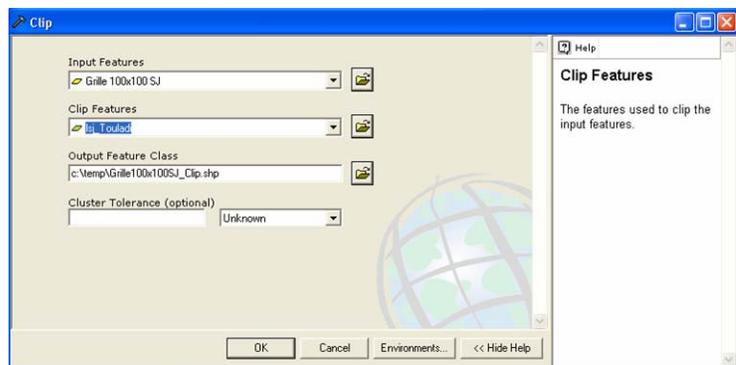
Figures a-g. Étapes de la sélection aléatoire systématique de stations à l'intérieur de la strate d'échantillonnage.

Méthode géomatique

1. Créer un nouveau projet ArcGIS projeté (MTM, UTM).
2. Ouvrir le fichier de forme de la bathymétrie du lac que vous avez préalablement créé et projeté (UTM ou MTM) (figure a) (consulter le guide de conception de cartes bathymétriques pour avoir des détails sur la création d'une bathymétrie numérique).
3. À partir du fichier de forme de la bathymétrie, créer un fichier de forme de la strate que vous voulez inventorier. Ce fichier de forme constitue votre base de travail (figure b).
4. À l'aide de l'extension gratuite *Hawths analysis tools* ¹⁴, générer une grille de points équidistants (figure c). Pour ce faire, dans le menu *Sampling tools*, sélectionner l'option *Generate regular points* et entrer les informations demandées. La distance entre les points dépend de la superficie du plan d'eau (voir tableau plus haut).

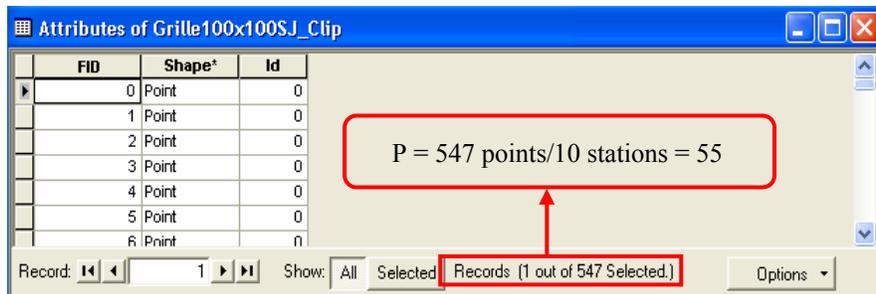


5. Faire un clip de la grille de points équidistants avec l'aide de l'outil d'édition *Clip* afin de ne conserver que les points se trouvant à l'intérieur de la strate que vous voulez inventorier (figure d).



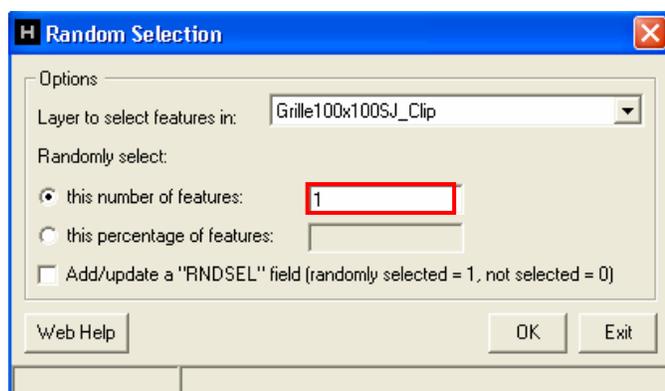
¹⁴ <http://www.spatalecolology.com/>

6. Déterminer le nombre de points composant la grille de points équidistants ainsi obtenue en consultant la table attributaire du fichier de forme. Pour ce faire,



cliquer sur le nom du fichier de forme avec le bouton droit de la souris et sélectionner *Open attribute table*. Diviser le nombre de points par le nombre de stations d'échantillonnage. C'est le pas d'échantillonnage (P).

7. Sélectionner un point au hasard à l'aide de l'extension *Hawths analysis tools* (figure e). Pour ce faire, dans le menu *Sampling tool*, sélectionner l'option *Create random selection* et saisir l'information demandée.



8. À partir de cette première station, les suivantes sont localisées manuellement à chaque P intersection suivante (figure f). Pour ce faire, vous pouvez utiliser le champ *FID* (identifiant numérique unique de chaque station) de la table attributaire et sélectionner les stations correspondant au pas d'échantillonnage. La résultante de l'exercice constitue votre plan d'échantillonnage (figure g). Si la distribution semble trop contagieuse (à cause de la forme du lac), distribuer les stations dans l'autre sens (exemple : verticalement plutôt qu'horizontalement).

Annexe 8. Résumé des caractéristiques du protocole d'échantillonnage pour les pêches expérimentales visant l'inventaire de la communauté.

Éléments du protocole d'échantillonnage	Engin à grandes mailles	Engin à petites mailles
Strate d'échantillonnage		
Profondeur	1-3 m 3-6 m 6-12 m 12-20 m 20-35 m 35-50 m 50-75 m > 75 m	1-3 m 3-6 m 6-12 m 12-20 m
Période d'échantillonnage	Été – eau de surface ≥ 18 °C –	
Engin		
Longueur	8 panneaux x 3,1 m x 2 bandes ¹	5 panneaux x 2,5 m x 2 bandes ¹
Hauteur	1,8 m	1,8 m
Maille étirée; diam. fil; séquence des panneaux		
	38 mm 0,28 mm 5	13 mm 0,10 mm 4
	51 mm 0,28 mm 3	19 mm 0,13 mm 2
	64 mm 0,28 mm 7	25 mm 0,13 mm 5
	76 mm 0,33 mm 1	32 mm 0,15 mm 1
	89 mm 0,33 mm 4	38 mm 0,15 mm 3
	102 mm 0,33 mm 8	
	114 mm 0,40 mm 2	
	127 mm 0,40 mm 6	
Effort d'échantillonnage		
Durée	18 h (min. 16 h, max. 22 h)	18 h (min. 12 h, max 22 h)
Effort	En fonction de la superficie et de la profondeur maximale du lac	

¹ Option pour bande simple.

Annexe 9. Règles de nomenclature pour composer les codes d'identification des poissons.

Un principe

Le code d'une espèce est changé lorsque le nom du genre ou de l'espèce est modifié par l'American Fisheries Society. Un document faisant état de ces modifications est publié environ tous les 10 ans. Le dernier date de 2004 (Nelson *et al.*). Cependant dans le cas d'une espèce nouvellement identifiée ou arrivée au Québec, un nouveau code pourra être ajouté en tout temps. Par exemple :

- le nom latin de la barbotte brune *Ictalurus nebulosus* (ICNE) a été changé pour *Ameiurus nebulosus* donc son code devient AMNE;
- le nom du mené à nageoires rouges qui était *Notropis cornutus* (NOCO) a été changé pour *Luxilus cornutus* donc son code devient LUCO.

Un historique des anciens codes est conservé pour référence ultérieure.

Les règles

1. Le code est composé de 4 lettres majuscules.
2. Le code est composé, sauf exception, des deux premières lettres du nom du genre en latin suivies des deux premières lettres du nom de l'espèce en latin.
3. Lorsqu'un spécimen n'a pu être identifié à l'espèce, on utilise un code formé des deux premières lettres du nom du genre en latin suivies des lettres SP.

Ex. : Genre *Semotilus* → SESP

4. Lorsqu'un spécimen n'a pu être identifié ni à l'espèce ni au genre, on utilise les quatre premières lettres du nom de la famille en latin, soit le code de famille de la liste de la faune vertébrée du Québec.

Ex. : Famille *Cyprinidae* → CYPR

5. Lorsque le code ainsi composé existe déjà ou a déjà été utilisé par le passé pour une espèce, un genre ou une famille de poissons présents au Québec, au lieu de la deuxième lettre du nom de l'espèce, du genre ou de la famille, on utilise la lettre subséquente la plus proche qui fait en sorte que le code est unique.

Ex. : *Noturus* SP devrait avoir le code NOSP, mais celui-ci a déjà été utilisé, par le passé, pour *Notropis spilopterus* (mené bleu aujourd'hui nommé *Cyprinella spiloptera* → CYSP), donc on doit lui donner le code NTSP.

Sander sp. (doré sp.) devrait avoir le code SASP, mais celui-ci a déjà été utilisé, par le passé, pour salmonidé sp. donc on doit lui donner le code SNSP. Pour la même raison, *Salvelinus* sp. doit prendre le code SLSP.

Les règles d'exception :

6. Dans le cas d'un hybride entre deux espèces faisant partie d'un même genre, lorsqu'il est possible de les distinguer visuellement des deux espèces parentales, le code est formé de la première lettre du nom du genre suivie de la première lettre d'une espèce, puis d'un « X » et enfin, de la première lettre de l'autre espèce. Lorsque l'information est connue, on mettra en premier, l'espèce parentale qui est rencontrée le plus souvent comme femelle. Sinon, on utilisera l'ordre alphabétique.

Ex : Un hybride entre *Salvelinus fontinalis* et *Salvelinus namaycush* → SFXN

7. Dans le cas d'une espèce pour laquelle il est important de distinguer les sous-espèces, le code est formé des deux premières lettres du genre suivies des deux premières lettres de la sous-espèce.

Ex. : *Esox americanus americanus* (brochet d'Amérique) → ESAM

Esox americanus vermiculatus (brochet vermiculé) → ESVE

8. Dans certains cas très particuliers où il est nécessaire de pouvoir indiquer qu'un spécimen appartient à l'une ou l'autre espèce d'un même genre sans qu'il soit possible de les identifier visuellement à l'espèce et que d'autre part, ce genre regroupe plusieurs espèces, le code est formé des deux premières lettres du genre suivies de la première lettre d'une espèce puis de la première lettre de l'autre espèce suivant l'ordre alphabétique

Ex. : Dans le genre *Notropis*, pour lequel il existe 8 espèces dans la liste des vertébrés, il est important de pouvoir distinguer qu'un spécimen a été identifié comme étant un *Notropis stramineus* (mené paille) ou un *Notropis volucellus* (mené pâle). Le code indiqué sera NOSV.

Dans le genre *Etheostoma* où il existe 5 espèces, on veut pouvoir distinguer qu'un spécimen a été identifié comme étant un *Etheostoma nigrum* (raseux-de-terre noir) ou un *Etheostoma olmstedii* (raseux-de-terre gris). Le code indiqué sera ETNO.

Référence :

NELSON, J. S., J. CROSSMAN, H. ESPINOSA-PÉREZ, L. T. FINDLEY, C. R. GILBERT, R. N. LEA and J. D. WILLIAMS (2004). *Common and Scientific Names of Fishes from the United States, Canada, and Mexico*, Sixth Edition, American Fisheries Society, 386 pages.

Annexe 10. Liste des codes des espèces de poissons en fonction des groupes fonctionnels.

Espèces d'eau douce et diadromes

Nom français	Nom latin — Genre	Nom latin — Espèce	Code de l'espèce
Achigan à grande bouche	<i>Micropterus</i>	<i>salmoides</i>	MISA
Achigan à petite bouche	<i>Micropterus</i>	<i>dolomieu</i>	MIDO
Achigan sp.	<i>Micropterus</i>	<i>sp.</i>	MISP
Alose à gésier	<i>Dorosoma</i>	<i>cepedianum</i>	DOCE
Alose d'été	<i>Alosa</i>	<i>aestivalis</i>	ALAE
Alose savoureuse	<i>Alosa</i>	<i>sapidissima</i>	ALSA
Alose sp. ou gaspareau	<i>Alosa</i>	<i>sp.</i>	ALSP
Anguille d'Amérique	<i>Anguilla</i>	<i>rostrata</i>	ANRO
Bar blanc	<i>Morone</i>	<i>chrysops</i>	MOCH
Bar rayé	<i>Morone</i>	<i>saxatilis</i>	MOSA
Barbotte brune	<i>Ameiurus</i>	<i>nebulosus</i>	AMNE
Barbotte des rapides	<i>Noturus</i>	<i>flavus</i>	NOFL
Barbotte jaune	<i>Ameiurus</i>	<i>natalis</i>	AMNA
Barbue de rivière	<i>Ictalurus</i>	<i>punctatus</i>	ICPU
Baret	<i>Morone</i>	<i>americana</i>	MOAM
Bec-de-lièvre	<i>Exoglossum</i>	<i>maxillingua</i>	EXMA
Brochet d'Amérique	<i>Esox</i>	<i>americanus americanus</i>	ESAM
Brochet maillé	<i>Esox</i>	<i>niger</i>	ESNI
Brochet sp. ou maskinongé	<i>Esox</i>	<i>sp.</i>	ESSP
Brochet vermiculé	<i>Esox</i>	<i>americanus vermiculatus</i>	ESVE
Carassin	<i>Carassius</i>	<i>auratus</i>	CAAU
Carpe	<i>Cyprinus</i>	<i>carpio</i>	CYCA
Catostomidés (meuniers ou chevaliers ou couette)			CATO
Chabot à tête plate	<i>Cottus</i>	<i>ricei</i>	CORI
Chabot de profondeur	<i>Myoxocephalus</i>	<i>thompsonii</i>	MYTH
Chabot tacheté	<i>Cottus</i>	<i>bairdii</i>	COBA
Chabot visqueux	<i>Cottus</i>	<i>cognatus</i>	COCO
Chat-fou brun	<i>Noturus</i>	<i>gyrinus</i>	NOGY
Chat-fou liséré	<i>Noturus</i>	<i>insignis</i>	NOIN
	<i>Noturus</i>	<i>sp.</i>	NTSP
Chevalier blanc	<i>Moxostoma</i>	<i>anisurum</i>	MOAN
Chevalier cuivré	<i>Moxostoma</i>	<i>hubbsi</i>	MOHU
Chevalier de rivière	<i>Moxostoma</i>	<i>carinatum</i>	MOCA
Chevalier jaune	<i>Moxostoma</i>	<i>valenciennesi</i>	MOVA
Chevalier rouge	<i>Moxostoma</i>	<i>macrolepidotum</i>	MOMA

Nom français	Nom latin — Genre	Nom latin — Espèce	Code de l'espèce
Chevalier sp.	<i>Moxostoma</i>	<i>sp.</i>	MOSP
Choquemort	<i>Fundulus</i>	<i>heteroclitus</i>	FUHE
Cisco de lac	<i>Coregonus</i>	<i>artedi</i>	COAR
Cottidés (chabots ou chaboisseaux)			COTT
Couette	<i>Carpionides</i>	<i>cyprinus</i>	CACY
Crapet à longues oreilles	<i>Lepomis</i>	<i>megalotis</i>	LEME
Crapet arlequin	<i>Lepomis</i>	<i>macrochirus</i>	LEMA
Crapet de roche	<i>Ambloplites</i>	<i>rupestris</i>	AMRU
Crapet vert	<i>Lepomis</i>	<i>cyanellus</i>	LECY
Crapet-soleil	<i>Lepomis</i>	<i>gibbosus</i>	LEGI
	<i>Lepomis</i>	<i>sp.</i>	LESP
Crayon d'argent	<i>Labidesthes</i>	<i>sicculus</i>	LASI
Cyprinidés			CYPR
Dard à ventre jaune	<i>Etheostoma</i>	<i>exile</i>	ETEX
Dard arc-en-ciel	<i>Etheostoma</i>	<i>caeruleum</i>	ETCA
Dard barré	<i>Etheostoma</i>	<i>flabellare</i>	ETFL
Dard de sable	<i>Ammocrypta</i>	<i>pellucida</i>	AMPE
Doré jaune	<i>Sander</i>	<i>vitreus</i>	SAVI
Doré noir	<i>Sander</i>	<i>canadensis</i>	SACA
Doré sp.	<i>Sander</i>	<i>sp.</i>	SNSP
Éperlan arc-en-ciel	<i>Osmerus</i>	<i>mordax</i>	OSMO
Épinoche à cinq épines	<i>Culaea</i>	<i>inconstans</i>	CUIN
Épinoche à neuf épines	<i>Pungitius</i>	<i>pungitius</i>	PUPU
Épinoche à quatre épines	<i>Apeltes</i>	<i>quadracus</i>	APQU
Épinoche à trois épines	<i>Gasterosteus</i>	<i>aculeatus</i>	GAAC
Épinoche tachetée	<i>Gasterosteus</i>	<i>wheatlandi</i>	GAWH
Esturgeon jaune	<i>Acipenser</i>	<i>fulvescens</i>	ACFU
Esturgeon noir	<i>Acipenser</i>	<i>oxyrinchus</i>	ACOX
Esturgeon sp.	<i>Acipenser</i>	<i>sp.</i>	ACSP
Fondule barré	<i>Fundulus</i>	<i>diaphanus</i>	FUDI
Fouille-roche gris	<i>Percina</i>	<i>copelandi</i>	PECO
Fouille-roche sp.	<i>Percina</i>	<i>sp.</i>	PRSP
Fouille-roche zébré	<i>Percina</i>	<i>caprodes</i>	PECA
Gardon rouge	<i>Scardinius</i>	<i>erythrophthalmus</i>	SCER
Gaspereau	<i>Alosa</i>	<i>pseudoharengus</i>	ALPS
Gastérostéidés (épinoches)			GAST
Gobie à taches noires	<i>Neogobius</i>	<i>melanostomus</i>	NEME
Grand brochet	<i>Esox</i>	<i>lucius</i>	ESLU
Grand corégone	<i>Coregonus</i>	<i>clupeaformis</i>	COCL

Nom français	Nom latin — Genre	Nom latin — Espèce	Code de l'espèce
Lamproie argentée	<i>Ichthyomyzon</i>	<i>unicuspis</i>	ICUN
Lamproie brune	<i>Ichthyomyzon</i>	<i>castaneus</i>	ICCA
Lamproie de l'Est	<i>Lampetra</i>	<i>appendix</i>	LAAP
Lamproie du Nord	<i>Ichthyomyzon</i>	<i>fossor</i>	ICFO
Lamproie marine	<i>Petromyzon</i>	<i>marinus</i>	PEMA
Lamproie sp (pétromyzontidés)			PETR
Laquaiche argentée	<i>Hiodon</i>	<i>tergisus</i>	HITE
Laquaiche aux yeux d'or	<i>Hiodon</i>	<i>alosoides</i>	HIAL
Lépisosté osseux	<i>Lepisosteus</i>	<i>osseus</i>	LEOS
Lotte	<i>Lota</i>	<i>lota</i>	LOLO
Malachigan	<i>Aplodinotus</i>	<i>grunniens</i>	APGR
Marigane noire	<i>Pomoxis</i>	<i>nigromaculatus</i>	PONI
Maskinongé	<i>Esox</i>	<i>masquinongy</i>	ESMA
Méné à nageoires rouges	<i>Luxilus</i>	<i>cornutus</i>	LUCO
Méné bleu	<i>Cyprinella</i>	<i>spiloptera</i>	CYSI
Méné d'argent	<i>Hybognathus</i>	<i>regius</i>	HYRE
Méné de lac	<i>Couesius</i>	<i>plumbeus</i>	COPL
Méné d'herbe	<i>Notropis</i>	<i>bifrenatus</i>	NOBI
Méné émeraude	<i>Notropis</i>	<i>atherinoides</i>	NOAT
Méné jaune	<i>Notemigonus</i>	<i>crysoleucas</i>	NOCR
Méné laiton	<i>Hybognathus</i>	<i>hankinsoni</i>	HYHA
Méné laiton ou d'argent	<i>Hybognathus</i>	<i>sp.</i>	HYSP
Méné paille	<i>Notropis</i>	<i>stramineus</i>	NOST
Méné paille ou pâle	<i>Notropis</i>	<i>stramineus ou volucellus</i>	NOSV
Méné pâle	<i>Notropis</i>	<i>volucellus</i>	NOVO
Ménomini rond	<i>Prosopium</i>	<i>cylindraceum</i>	PRCY
Menton noir	<i>Notropis</i>	<i>heterodon</i>	NOHD
Meunier noir	<i>Catostomus</i>	<i>commersonii</i>	CACO
Meunier rouge	<i>Catostomus</i>	<i>catostomus</i>	CACA
Meunier sp.	<i>Catostomus</i>	<i>sp.</i>	CASP
Mulet à cornes	<i>Semotilus</i>	<i>atromaculatus</i>	SEAT
Mulet à cornes ou ouitouche	<i>Semotilus</i>	<i>sp.</i>	SESP
Mulet perlé	<i>Margariscus</i>	<i>margarita</i>	MAMA
Museau noir	<i>Notropis</i>	<i>heterolepis</i>	NOHL
Naseux des rapides	<i>Rhinichthys</i>	<i>cataractae</i>	RHCA
Naseux noir de l'Est	<i>Rhinichthys</i>	<i>atratus</i>	RHAT
Naseux sp.	<i>Rhinichtys</i>	<i>sp.</i>	RHSP
Omble chevalier	<i>Salvelinus</i>	<i>alpinus</i>	SAAL
Omble chevalier <i>érythrinus</i>	<i>Salvelinus</i>	<i>alpinus érythrinus</i>	SAER

Nom français	Nom latin — Genre	Nom latin — Espèce	Code de l'espèce
Ombre chevalier hybridé avec ombre de fontaine	<i>Salvelinus</i>	<i>hybride alpinus et fontinalis</i>	SAXF
Ombre chevalier <i>oquassa</i>	<i>Salvelinus</i>	<i>alpinus oquassa</i>	SAOQ
Ombre de fontaine	<i>Salvelinus</i>	<i>fontinalis</i>	SAFO
Ombre sp. ou touladi	<i>Salvelinus</i>	<i>sp.</i>	SLSP
Omisco	<i>Percopsis</i>	<i>omiscomaycus</i>	PEOM
Ouananiche	<i>Salmo</i>	<i>salar</i>	SASO
Ouitouche	<i>Semotilus</i>	<i>corporalis</i>	SECO
Perchaude	<i>Perca</i>	<i>flavescens</i>	PEFL
Poisson-castor	<i>Amia</i>	<i>calva</i>	AMCA
Poulamon atlantique	<i>Microgadus</i>	<i>tomcod</i>	MITO
Queue à tache noire	<i>Notropis</i>	<i>hudsonius</i>	NOHU
Raseux-de-terre gris	<i>Etheostoma</i>	<i>olmstedii</i>	ETOL
Raseux-de-terre noir	<i>Etheostoma</i>	<i>nigrum</i>	ETNI
Raseux-de-terre noir ou gris	<i>Étheostoma</i>	<i>nigum ou olmstedii</i>	ETNO
Raseux-de-terre noir ou dard	<i>Étheostoma</i>	<i>sp.</i>	ETSP
Saumon atlantique	<i>Salmo</i>	<i>salar</i>	SASA
Saumon chinook	<i>Oncorhynchus</i>	<i>tshawytscha</i>	ONTS
Saumon coho	<i>Oncorhynchus</i>	<i>kisutch</i>	ONKI
Saumon rouge	<i>Oncorhynchus</i>	<i>nerka</i>	ONNE
Tanche	<i>Tinca</i>	<i>tinca</i>	TITI
Tête rose	<i>Notropis</i>	<i>rubellus</i>	NORU
Tête-de-boule	<i>Pimephales</i>	<i>promelas</i>	PIPR
Touladi	<i>Salvelinus</i>	<i>namaycush</i>	SANA
Truite arc-en-ciel	<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	ONMY
Truite brune	<i>Salmo</i>	<i>trutta</i>	SATR
Truite fardée	<i>Oncorhynchus</i>	<i>clarkii</i>	ONCL
	<i>Oncorhynchus</i>	<i>sp.</i>	ONSP
Truite moulac et lacmou	<i>Salvelinus</i>	<i>hybride fontinalis et namaycush</i>	SFXN
Umbre de vase	<i>Umbra</i>	<i>limi</i>	UMLI
Ventre citron	<i>Phoxinus</i>	<i>neogaeus</i>	PHNE
Ventre rouge du Nord	<i>Phoxinus</i>	<i>eos</i>	PHEO
Ventre rouge du Nord ou citron	<i>Phoxinus</i>	<i>sp.</i>	PHSP
Ventre-pourri	<i>Pimephales</i>	<i>notatus</i>	PINO
Poisson			POIS
Aucun poisson			RIEN

Espèces marines susceptibles d'être capturées dans l'estuaire moyen

Nom français	Nom latin — Genre	Nom latin — Espèce	Code de l'espèce
Aiguillat noir	<i>Centroscyllum</i>	<i>fabricii</i>	CEFA
Capelan	<i>Mallotus</i>	<i>villosus</i>	MAVI
Capucette	<i>Menidia</i>	<i>menidia</i>	MEME
Chaboisseau à dix-huit épines	<i>Myoxocephalus</i>	<i>octodecemspinus</i>	MYOC
Chaboisseau bronzé	<i>Myoxocephalus</i>	<i>aenaeus</i>	MYAE
Cotte polaire	<i>Cottunculus</i>	<i>microps</i>	COMI
Épinoche à neuf épines	<i>Pungitius</i>	<i>pungitius</i>	PUPU
Épinoche à quatre épines	<i>Apeltes</i>	<i>quadracus</i>	APQU
Épinoche à trois épines	<i>Gasterosteus</i>	<i>aculeatus</i>	GAAC
Épinoche tachetée	<i>Gasterosteus</i>	<i>wheatlandi</i>	GAWH
Flétan du Groenland	<i>Reinhardtius</i>	<i>hippoglossoides</i>	REHI
Goberge	<i>Pollachius</i>	<i>virens</i>	POVI
Grenadier du Grand Banc	<i>Nezumia</i>	<i>bairdii</i>	NEBA
Hareng atlantique	<i>Clupea</i>	<i>harengus</i>	CLHA
Lançon d'Amérique	<i>Ammodytes</i>	<i>americanus</i>	AMAM
Limace ardente	<i>Paraliparis</i>	<i>calidus</i>	PACA
Limace de Cohen	<i>Liparis</i>	<i>coheni</i>	LICO
Limace des laminaires	<i>Liparis</i>	<i>tunicatus</i>	LITU
Limace gélatineuse	<i>Liparis</i>	<i>fabricii</i>	LIFA
Limande à queue jaune	<i>Limanda</i>	<i>ferruginea</i>	LIFR
Lompénie tachetée	<i>Leptoclinus</i>	<i>maculatus</i>	LPMA
Loquette d'Amérique	<i>Macrozoarces</i>	<i>americanus</i>	MAAM
Lussion blanc	<i>Arctozenus</i>	<i>risso</i>	ARRI
Lycode à carreaux	<i>Lycodes</i>	<i>vahlui</i>	LYVA
Lycode du Labrador	<i>Lycodes</i>	<i>lavalaei</i>	LYLA
Lycode polaire	<i>Lycodes</i>	<i>polaris</i>	LYPO
Merlu argenté	<i>Merluccius</i>	<i>bilinearis</i>	MEBI
Merluche à longues nageoires	<i>Urophycis</i>	<i>chesterii</i>	PHCH
Merluche blanche	<i>Urophycis</i>	<i>tenuis</i>	URTE
Mollasse atlantique	<i>Melanostigma</i>	<i>atlanticum</i>	MEAT
Morue franche	<i>Gadus</i>	<i>morhua</i>	GAMO
Motelle à quatre barbillons	<i>Enchelyopus</i>	<i>cimbrius</i>	ENCI
Myxine	<i>Myxine</i>	<i>glutinosa</i>	MYGL
Petite limace de mer	<i>Careproctus</i>	<i>reinhardtii</i>	CARE
Pleuronectidés (plies ou flétans ou limande)			PLSP
Plie canadienne	<i>Hippoglossoides</i>	<i>platessoides</i>	HIPL
Plie grise	<i>Glyptocephalus</i>	<i>cynoglossus</i>	GLCY

Nom français	Nom latin — Genre	Nom latin — Espèce	Code de l'espèce
Plie lisse	<i>Liopsetta</i>	<i>putnami</i>	LIPU
Plie rouge	<i>Pseudopleuronectes</i>	<i>americanus</i>	PSAM
Poisson-alligator atlantique	<i>Aspidophoroides</i>	<i>monopterygius</i>	ASMO
Raie à queue de velours	<i>Malacoraja</i>	<i>senta</i>	MASE
Raie épineuse	<i>Amblyraja</i>	<i>radiata</i>	AMRA
Raie sp.			RASP
Sébaste atlantique	<i>Sebastes</i>	<i>mentella</i>	SEME
Sébaste orangé	<i>Sebastes</i>	<i>norvegicus</i>	SENR
Sébaste sp.			SBSP
Sigouine de roche	<i>Pholis</i>	<i>gunnellus</i>	PHGU
Terrassier tacheté	<i>Cryptacanthodes</i>	<i>maculatus</i>	CRMA
Poisson			POIS
Aucun poisson			RIEN

Annexe 11. Procédures d'emballage et d'expédition de poissons pour analyses pathologiques.

1. Type de spécimens

Les poissons morts parasités ou malades sont considérés comme un échantillon biologique de Classe 6 – Catégorie B – UN3373. Selon la définition du Règlement sur les matières dangereuses, une matière infectieuse est une matière connue pour contenir, ou dont il est raisonnable de croire qu'elle contient, des micro-organismes viables comme des bactéries, des virus, des rickettsies, des parasites, des champignons ou autres agents tels que les prions connus pour causer, ou dont il est raisonnable de croire qu'ils causent, des maladies chez l'homme ou l'animal.

Les spécimens d'animaux sauvages morts, soumis en tout ou en partie pour des analyses pathologiques, devraient donc être considérés comme des matières infectieuses de catégorie B, et expédiés en respectant les normes en vigueur.

2. Emballage des spécimens

Toute personne doit manutentionner, demander de transporter ou transporter des marchandises dangereuses qui sont incluses dans la catégorie B de la classe 6, dans un contenant de type 1B. Un contenant de type 1B est un emballage triple constitué des couches suivantes :

- a) emballage primaire étanche;
- b) matériel absorbant;
- c) matériel réfrigérant (selon le cas);
- d) emballage secondaire étanche;
- e) emballage tertiaire extérieur.

a) Emballage primaire étanche

L'emballage primaire est un contenant étanche de plastique, de verre ou de métal, adapté à la taille et au type de chaque spécimen. Un sac de plastique épais bien scellé peut être utilisé pour chacun des plus grands spécimens (p. ex., « Whirl-Pak », sac à ordures « extra-fort »).

b) Matériel absorbant

Le matériel absorbant doit être placé entre le contenant primaire et le contenant secondaire afin de retenir les liquides qui pourraient s'échapper de l'emballage primaire si celui-ci était accidentellement brisé lors du transport. Une quantité suffisamment grande de matériel absorbant doit être placée pour absorber le contenu entier de liquide qui pourrait s'échapper du récipient primaire. Le matériel absorbant a aussi pour effet de réduire les chocs entre les différents échantillons.

c) Matériel réfrigérant (selon le cas)

Si du matériel réfrigérant doit être placé dans le paquet pour conserver les spécimens au frais, celui-ci est disposé entre l'emballage secondaire étanche et le matériel absorbant. L'utilisation de glace libre est à proscrire pour les

expéditions de spécimens, car l'eau produite par sa fonte imbibera le matériel absorbant. On utilisera donc des blocs réfrigérants de type « Ice pack » ou des bouteilles de plastique remplies d'eau gelée, de façon à ce que les liquides produits soient efficacement retenus et ne s'échappent pas lors du transport.

d) Emballage secondaire étanche

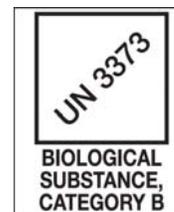
Un contenant étanche de plastique ou de métal, ou un sac de plastique étanche et résistant (« extra-fort ») constitue habituellement l'emballage secondaire. Cet emballage permettra de retenir les fuites d'un emballage primaire brisé.

e) Emballage extérieur

L'emballage extérieur recouvre le contenant secondaire et devra le protéger lors du transport. Cet emballage doit être rigide et solide, et donc être constitué de plastique dur, de bois, de métal, ou de carton ondulé. De plus, il est important de bien sceller cet emballage à l'aide de plusieurs tours de ruban adhésif pour en éviter l'ouverture pendant le transport.

3. Identification sur l'emballage secondaire

Tous les colis contenant des échantillons biologiques de catégorie B doivent être identifiés à l'aide d'une étiquette UN3373 apposée visiblement sur l'emballage extérieur. Les coordonnées de l'expéditeur et du destinataire doivent aussi figurer sur l'emballage ou sur le connaissance de transport.



4. Emballages inacceptables

Il est important de respecter à la lettre la méthode d'emballage pour les échantillons biologiques. Voici quelques exemples de situation à éviter :

- Expédier des spécimens dans une enveloppe de papier isolée (bulles);
- expédier des spécimens dans une glacière de « styromousse » (polystyrène), sans la placer dans une boîte de carton ondulé;
- expédier des spécimens dans un seul sac de plastique;
- mettre de la glace libre dans une glacière, en guise de réfrigérant.

Lors de l'expédition, penser aussi de placer les formulaires qui accompagnent les spécimens dans un endroit où ils ne sont pas susceptibles d'être détrempés par un déversement accidentel. À cet effet, il est recommandé de placer les formulaires dans un sac de plastique scellé et placé dans le colis.

Seuls les laboratoires suivants sont désignés pour la réception d'animaux sauvages. Dans le but de répartir les spécimens entre les laboratoires, les différentes régions administratives ont été attribuées à différents laboratoires. Prendre note que, bien que cette répartition soit souhaitable, elle n'est pas absolument obligatoire.

Laboratoires désignés pour l'expédition de carcasses d'animaux sauvages, selon la région administrative.

Région administrative	Laboratoire
Abitibi-Témiscamingue (08) Bas-Saint-Laurent (01) Centre-du-Québec (17) Côte-Nord (09) Estrie (05) Gaspésie-Îles-de-la-Madeleine (11) Montérégie (16) Montréal (06) Nord-du-Québec (10) Outaouais (07)	Centre québécois sur la santé des animaux sauvages (CQSAS) Faculté de médecine vétérinaire Département de pathologie et de microbiologie 3200, rue Sicotte Saint-Hyacinthe (Québec) J2S 2M2 Téléphone : 450 773-8521, poste 8346 Télécopieur : 450 778-8116
Mauricie (04) Lanaudière (14) Laurentides (15) Laval (13)	Centre régional de pathologie animale de L'Assomption 867, boulevard L'Ange-Gardien, RC.16 L'Assomption (Québec) J5W 1T3 Téléphone : 450 589-5745, poste 234 Télécopieur : 450 589-0648
Chaudière-Appalaches (12) Québec (03) Saguenay-Lac-Saint-Jean (02)	Laboratoire d'expertise en pathologie animale du Québec 2700, rue Einstein, local C.RC.135 Québec (Québec) G1P 3W8 Téléphone : 418 643-6140, poste 2602 Télécopieur : 418 644-4532

Annexe 12. Limites des classes de taille des spécimens sélectionnés pour une analyse des contaminants en fonction de l'espèce.

Espèce	Code	Classe de taille mesurée en longueur totale (mm)			
		Petit	Moyen	Gros	Hors classe
Achigan à petite bouche	MISA	250-300	300-350	> 350	< 250
Achigan à grande bouche	MIDO	250-300	300-350	> 350	< 250
Anguille d'Amérique	ANRO	550-700	700-850	> 850	
Barbotte brune	AMNE	200-250	250-300	> 300	
Barbue de rivière	ICPU	400-450	450-500	> 500	
Brochet maillé	ESNI	400-550	550-700	> 700	
Carpe allemande	CYCA	300-550	550-700	> 700	
Cisco de lac	COAR	200-250	250-300	> 300	
Doré jaune	SAVI	300-400	400-500	> 500	
Doré noir	SACA	200-250	250-350	> 350	
Esturgeon jaune	ACFU	800-1 000	1 000-1 250	> 1 250	
Éperlan	OSMO	150-200	200-250	> 250	
Grand brochet	ESLU	400-550	550-700	> 700	
Grand corégone	COCL	350-400	400-450	> 450	< 350
Laquaiche argentée	HITE	250-300	300-350	> 350	< 250
Laquaiche aux yeux d'or	HIAL	250-300	300-350	> 350	< 250
Lotte	LOLO	300-450	450-600	> 600	
Maskinongé	ESMA	400-550	550-700	> 700	
Meunier noir	CACO	300-350	350-400	> 400	
Meunier rouge	CACA	300-350	350-400	> 400	
Ombre chevalier oquassa	SAOQ	150-300	300-400	> 400	
Ombre de fontaine	SAFO	150-300	300-400	> 400	
Ouananiche	SASO	300-400	400-500	> 500	
Perchaude	PEFL	150-200	200-250	> 250	
Poulamon Atlantique	MITO	200-250	250-300	> 300	
Touladi	SANA	450-550	550-700	> 700	< 450
Truite arc-en-ciel	ONMY	250-350	350-450	> 450	< 250
Truite brune	SATR	250-350	350-450	> 450	< 250
Truite moulac	SFXN	350-350	350-450	> 450	< 250
Saumon Atlantique	SASA	400-600	600-700	> 700	< 400

Annexe 13. Liste des numéros d'échantillons générés par le MDDEP par espèce et par classe de taille.

Espèce	Code	Classe de taille mesurée en longueur totale (mm)			
		Petit	Moyen	Gros	Hors classe
Achigan à petite bouche	MISA	P-001-010	M-011-020	G-021-030	HC-031-040
Achigan à grande bouche	MIDO	P-041-050	M-051-060	G-061-070	HC-071-080
Anguille d'Amérique	ANRO	P-081-090	M-091-100	G-101-110	HC-111-120
Barbotte brune	AMNE	P-121-130	M-131-140	G-141-150	HC-151-160
Barbue de rivière	ICPU	P-161-170	M-171-180	G-181-190	HC-191-200
Brochet maillé	ESNI	P-201-210	M-211-220	G-221-230	HC-231-240
Carpe allemande	CYCA	P-241-250	M-251-260	G-261-270	HC-271-280
Cisco de lac	COAR	P-281-290	M-291-300	G-301-310	HC-311-320
Doré jaune	SAVI	P-321-330	M-331-340	G-341-350	HC-351-360
Doré noir	SACA	P-361-370	M-371-380	G-381-390	HC-391-400
Esturgeon jaune	ACFU	P-401-410	M-411-420	G-421-430	HC-431-440
Éperlan	OSMO	P-441-450	M-451-460	G-461-470	HC-471-480
Grand brochet	ESLU	P-481-490	M-491-500	G-501-510	HC-511-520
Grand corégone	COCL	P-521-530	M-531-540	G-541-550	HC-551-560
Laquaiche argentée	HITE	P-561-570	M-571-580	G-581-590	HC-591-600
Laquaiche aux yeux d'or	HAL	P-601-610	M-611-620	G-621-630	HC-631-640
Lotte	LOLO	P-641-650	M-651-660	G-661-670	HC-671-680
Maskinongé	ESMA	P-681-690	M-691-700	G-701-710	HC-711-720
Meunier noir	CACO	P-721-730	M-731-740	G-741-750	HC-751-760
Meunier rouge	CACA	P-761-770	M-771-780	G-781-790	HC-791-800
Ombles chevalier oquassa	SAOQ	P-801-810	M-811-820	G-821-830	HC-831-840
Ombles de fontaine	SAFO	P-841-850	M-851-860	G-861-870	HC-871-880
Ouananiche	SASO	P-881-890	M-891-900	G-901-910	HC-911-920
Perchaude	PEFL	P-921-930	M-931-940	G-941-950	HC-951-960
Poulamon Atlantique	MITO	P-961-970	M-971-980	G-981-990	HC-991-1000
Touladi	SANA	P-1001-1010	M-1011-1020	G-1021-1030	HC-1031-1040
Truite arc-en-ciel	ONMY	P-1041-1050	M-1051-1060	G-1061-1070	HC-1071-1080
Truite brune	SATR	P-1081-1090	M-1091-1100	G-1101-1110	HC-1111-1120
Truite moulac	SFXN	P-1121-1130	M-1131-1140	G-1141-1150	HC-1151-1160
Saumon Atlantique	SASA	P-1161-1170	M-1171-1180	G-1181-1190	HC-1191-1200

Annexe 14. Exemple de fiche de pêche accompagnant les échantillons pour l'analyse des contaminants.

FICHE DE PÊCHE

Région: _____		Espèce: Doré jaune (SAVI)				
Nom plan d'eau: _____		Type de pêche: _____				
Numéro station: _____		Effort de pêche: _____				
Coord. UTM est: _____		Année: _____				
Coord. UTM nord: _____		Numéro carte 1:50 000 _____				

	Numéro laboratoire MDDEP	Numéro échantillon MEEDP	Numéro MRNF ou autre	Masse (g)	Longueur maximale (mm)	Sexe	Date capture
Petit (30-40 cm)		P-321					
		P-322					
		P-323					
		P-324					
		P-325					
		P-326					
		P-327					
		P-328					
		P-329					
		P-330H					
Moyen (40-50 cm)		M-331					
		M-332					
		M-333					
		M-334					
		M-335					
		M-336					
		M-337					
		M-338					
		M-339					
		M-340H					
Gros (> 50 cm)		G-341					
		G-342					
		G-343					
		G-344					
		G-345					
		G-346					
		G-347					
		G-348					
		G-349					
		G-350H					
Hors classe		HC-351					
		HC-352					
		HC-353					
		HC-354					
		HC-355					
		HC-356					
		HC-357					
		HC-358					
		HC-359					
		HC-360H					

Réservé au MDDEP



Ressources naturelles
et Faune

Québec

