

# Protocole standardisé d'inventaire pour les espèces de poissons de petite taille en situation précaire au Québec



Protocole 2023

---

### **Coordination et rédaction**

Cette publication a été réalisée par la Direction de l'expertise sur la faune aquatique du ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP).

### **Révisions**

Les révisions technique et scientifique de cette publication ont été réalisées par Jocelyne Maisonneuve Alie et Véronique Leclerc de la Direction de l'expertise sur la faune aquatique, par Patrick Charbonneau de la Direction de l'expertise sur la faune terrestre, l'herpétofaune et l'avifaune, par Sébastien Auger, Carolane Riopel-Leduc et Renée Gravel de la Direction générale de la gestion de la faune en région du MELCCFP, ainsi que par les membres de l'Équipe de rétablissement des Cyprinidés et Petits Percidés du Québec.

La clé des petits percidés a été adaptée par Virginie Boivin, Mélissa Lamoureux et Florent Archambault des directions de la gestion de la faune de Lanaudière-Laurentides, et de l'Estrie, Montréal, Montérégie et Laval.

### **Renseignements**

Téléphone : 418 521-3830

1 800 561-1616 (sans frais)

Formulaire : [www.environnement.gouv.qc.ca/formulaires/renseignements.asp](http://www.environnement.gouv.qc.ca/formulaires/renseignements.asp)

Internet : [www.environnement.gouv.qc.ca](http://www.environnement.gouv.qc.ca)

Photographie de couverture : Marc-Antoine Couillard, MELCCFP

### **Référence à citer :**

---

COUILLARD, M.-A., G. CANAC-MARQUIS et L. E. PICARD. (2023). *Protocole standardisé d'inventaire pour les espèces de poissons de petite taille en situation précaire au Québec*, ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs, Québec, 56 pages.

Dépôt légal – 2023

Bibliothèque et Archives nationales du Québec

ISBN 978-2-550-95667-9 (PDF)

Gouvernement du Québec – 2023

# Table des matières

Liste des tableaux	v
Liste des figures	vi
Remerciements	vii
Avant-propos	viii
Introduction	1
Permis	3
Notions d'écologie	4
Viabilité des occurrences et menaces affectant les espèces	6
Limitations et mises en garde	10
Manipulation des poissons	10
Identification des poissons	10
Santé et sécurité	10
Propagation des maladies et des espèces exotiques envahissantes	11
Stratégie d'échantillonnage	13
Période d'échantillonnage	13
Planification	14
Engins de capture	16
Pêche électrique portative	16
Seine de rivage	19
Verveux	21
Bourolle	23
Chalut pour poissons de petite taille (modèle mini-Missouri)	24
ADN environnemental (ADNe)	26
Autres engins et méthodes	26

<b>Traitement des poissons</b>	<b>28</b>
<b>Descripteurs biologiques</b>	<b>28</b>
<b>Spécimens conservés</b>	<b>29</b>
<b>Description des stations et caractérisation de l'habitat</b>	<b>31</b>
<b>Description des stations</b>	<b>31</b>
<b>Caractérisation de l'habitat</b>	<b>31</b>
<b>Transfert des données</b>	<b>33</b>
<b>Permis SEG et LEP</b>	<b>33</b>
<b>Formulaire papier ou électronique</b>	<b>33</b>
<b>Espèces aquatiques envahissantes (EAE)</b>	<b>33</b>
<b>Références bibliographiques</b>	<b>34</b>
<b>Annexes</b>	<b>38</b>
<b>Annexe A : Clé d'identification des petits percidés du Québec</b>	<b>39</b>
<b>Annexe B : Outil de sélection de l'engin en relation avec les habitats et les espèces visées</b>	<b>44</b>
<b>Annexe C : Matériel de terrain</b>	<b>47</b>
<b>Annexe D : Formulaires d'échantillonnage</b>	<b>48</b>
<b>Annexe E : Modèle d'étiquette pour les pots de poissons conservés</b>	<b>52</b>
<b>Annexe F : Nom latin et code des espèces de poissons du Québec</b>	<b>53</b>

## Liste des tableaux

Tableau 1 : Espèces ciblées .....	1
Tableau 2 : Liste des principales menaces affectant les espèces de poissons de petite taille en situation précaire au Québec pouvant être notées lors d'un inventaire.....	8
Tableau 3 : Période d'échantillonnage.....	13
Tableau 4 : Classification des différents types de substrats.....	32

## Liste des figures

Figure 1 : Équipe de pêche électrique portative.....	16
Figure 2 : Équipe manipulant une seine de rivage. ....	20
Figure 3 : Verveux. ....	22
Figure 4 : Bourolle standard du commerce. ....	23
Figure 5 : Chalut mini-Missouri. ....	25
Figure 6 : Mesure des différentes longueurs sur un poisson .....	28
Figure 7 : Méthode pour le dénombrement des poissons d'une même espèce .....	28
Figure 8 : Visualisateur de poisson .....	29

## Remerciements

Nous remercions les techniciens de la faune et les biologistes des directions régionales de la gestion de la faune (DGFa) et de la Direction de l'expertise sur la faune aquatique (DEFA) du ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP), ainsi que les membres de l'Équipe de rétablissement des cyprinidés et petits percidés du Québec qui ont lu et commenté ce protocole.

## Avant-propos

Ce document a été écrit dans le but d'accompagner les biologistes et les techniciens de la faune du MELCCFP et des directions régionales, les consultants et les acteurs du milieu dans la réalisation d'échantillonnages standardisés, sécuritaires et représentatifs de la présence des principales espèces de poissons de petite taille en situation précaire au Québec. Il s'inspire notamment du protocole de Couillard et coll. (2011) et le modifie afin d'en élargir la couverture et les applications vers plus d'espèces, d'habitats et d'engins de capture. De cette façon, il est un outil plus complet permettant d'atteindre les objectifs du Ministère en matière de conservation et de mise en valeur de la faune.

Les personnes qui effectueront des échantillonnages doivent s'assurer d'utiliser la version la plus à jour de ce protocole en consultant la direction régionale de gestion de la faune (DGFa) concernée.

D'autre part, ce protocole standardisé est également destiné à être utilisé lors d'études d'impacts ou d'autres projets nécessitant la détection des espèces qu'il cible. Dans ces cas, toute modification apportée à ce protocole devrait être notée dans la demande faite à la DGFa responsable de la délivrance du permis à des fins de science, d'éducation ou de gestion (SEG) lié à ce projet.

# Introduction

La normalisation des méthodes d'échantillonnage est essentielle pour obtenir des données uniformes et comparables, et ainsi permettre une acquisition rigoureuse de connaissances sur la répartition et les habitats des espèces en situation précaire<sup>1</sup>. Cela mène à une capacité accrue de protéger concrètement ces espèces lors de décisions de gestion, de prioriser les mesures de rétablissement à mettre en œuvre et d'effectuer le suivi du rétablissement.

Ce document a pour but d'outiller tout chargé de projet qui doit préparer un projet d'échantillonnage ciblant les espèces de poissons de petite taille en situation précaire au Québec. Il porte principalement sur 12 espèces (tableau 1), mais pourrait être transposé à n'importe quelle autre espèce sans statut particulier, y compris les jeunes spécimens des autres familles de poissons du Québec qui peuvent atteindre une grande taille à l'âge adulte (salmonidés, catostomidés, autres), ou toute autre espèce de poissons de petite taille (fondulidés, gasterosteidés, etc.).

Tableau 1 : Espèces ciblées

Nom commun	Nom scientifique	Code espèce	Statut de protection (LEMV)	Taille adulte (mm)
Dard de sable	<i>Ammocrypta pellucida</i>	AMPE	Menacée	42-50
Lamproie du Nord	<i>Ichtyomyzon fessor</i>	ICFO	Menacée	127-140
Fouille-roche gris	<i>Percina copelandi</i>	PECO	Vulnérable	50-78
Méné d'herbe	<i>Notropis bifrenatus</i>	NOBI	Vulnérable	40-59
Brochet vermiculé	<i>Esox americanus vermiculatus</i>	ESVE	Vulnérable <sup>2</sup>	120-218
Barbotte jaune	<i>Ameiurus natalis</i>	AMNA	Susceptible d'être désignée	200-300
Brochet maillé	<i>Esox niger</i>	ESNI	Susceptible d'être désignée	310-500

<sup>1</sup> Espèces désignées comme menacées ou vulnérables et espèces susceptibles d'être ainsi désignées.

<sup>2</sup> Le brochet vermiculé (*Esox americanus vermiculatus*) est en cours de désignation vers le statut « vulnérable » selon la Loi sur les espèces menacées et vulnérables du Québec (RLRQ, c. E-12.01).

Nom commun	Nom scientifique	Code espèce	Statut de protection (LEMV)	Taille adulte (mm)
Chat-fou liséré	<i>Noturus insignis</i>	NOIN	Susceptible d'être désignée	100-126
Chat-fou des rapides	<i>Noturus flavus</i>	NOFL	Susceptible d'être désignée	51-200
Crapet du Nord	<i>Lepomis peltastes</i>	LEPE	Susceptible d'être désignée	76-152
Méné à tête rose	<i>Notropis bifrenatus</i>	NOBI	Susceptible d'être désignée	44-69
Méné laiton	<i>Hybognathus hankinsoni</i>	HYHA	Susceptible d'être désignée	60-100

Ce document décrit plus précisément une méthode de base pour l'ensemble des étapes menant à la publication d'un rapport d'échantillonnage, en passant par l'orientation des objectifs du projet, le choix des stations et des engins, les paramètres physicochimiques à mesurer, jusqu'à la prise de données sur les habitats. Il décrit aussi brièvement la façon de noter la présence de menaces qui pourrait nuire à la viabilité des occurrences des espèces ciblées en se basant sur la classification de l'Union internationale pour la conservation de la nature (UICN) adaptée à ces espèces.

Enfin, cet outil devrait aussi être consulté pour la planification de projets plus spécifiques touchant les particularités biologiques des espèces ciblées et de leurs habitats, tout comme l'acquisition de connaissances sur la biodiversité générale d'un habitat. Par exemple, le concept de suivi de la population n'est pas abordé dans ce document, mais il est évident que les méthodes qu'il propose devraient servir de charpente à ce type de projets ou à d'autres projets plus complexes. À ce sujet, il reste raisonnable de modifier ce protocole afin qu'il réponde adéquatement à d'autres besoins que ceux pour lesquels il est conçu initialement.

---

## Permis

Si les travaux ne sont pas menés par les techniciens de la faune et les biologistes du MELCCFP, la réalisation d'échantillonnages suivant ce protocole requiert au préalable l'obtention d'un permis délivré à des fins scientifiques, éducatives ou de gestion de la faune (SEG) en vertu de l'article 47 de la Loi sur la conservation et la mise en valeur de la faune (RLRQ, c. C-61.1; ci-après LCMVF). La demande de permis SEG doit être adressée au bureau régional de la direction de la gestion de la faune (DGFa) concerné du MELCCFP. La DGFa fera l'analyse de la demande et en déterminera l'acceptabilité. Le permis SEG permet à son titulaire de déroger à certaines dispositions de la Loi, du moment qu'il se conforme aux conditions s'y rattachant. Tout manquement à l'une des conditions d'un permis SEG peut entraîner pour le titulaire des poursuites judiciaires et une amende.

Un projet qui implique la manipulation d'animaux à des fins scientifiques, éducatives ou de gestion nécessite normalement un certificat de bons soins aux animaux (CBSA) délivré par un comité affilié au Conseil canadien de protection des animaux (CCPA). L'examen d'une demande et la délivrance d'un CBSA sont tarifés dans la plupart des cas.

Pêches et Océans Canada (MPO) délivre aussi des permis d'échantillonnage pour les espèces inscrites dans la Loi sur les espèces en péril (<https://www.dfo-mpo.gc.ca/species-especes/sara-lep/permits-permis/index-fra.html>). Ces deux permis sont obligatoires pour tout échantillonnage sur le territoire québécois.

Le MELCCFP peut assortir un permis SEG de toute condition concernant la manière dont les données à des fins scientifiques, éducatives ou de gestion et autres doivent être communiquées. Ainsi, le titulaire d'un permis SEG est obligé de rendre disponibles au Ministère les données brutes recueillies (stations de capture et leurs coordonnées géographiques, description du matériel et de la méthode de capture utilisés, nombre de spécimens par station, par date, par engin et par espèce, y compris les captures accidentelles) dans un fichier gabarit (de type Excel) fourni par l'émetteur du permis. Ces données pourront ensuite être colligées dans la base de données nationale sur la faune aquatique par le MELCCFP (Inventaire sur la faune aquatique) et au Centre de données sur le patrimoine naturel du Québec (CDPNQ), afin qu'elles puissent être utilisées pour améliorer les connaissances à des fins de conservation des espèces ciblées.

Ce document a donc pour objectif de proposer une méthode standardisée clé en main pour inventorier différentes espèces de poissons de petite taille en situation précaire au Québec. Il a plus précisément pour but de :

- Proposer une méthode standardisée pour l'échantillonnage des espèces ciblées;
- Documenter la présence de l'une ou l'autre de ces espèces;
- Caractériser leurs habitats;
- Localiser certaines menaces potentielles spécifiques dans leurs aires de répartition.

---

## Notions d'écologie

Les espèces de poissons de petite taille en situation précaire du Québec se regroupent dans six grandes familles, soit les cyprinidés, les centrarchidés, les ésocidés, les ictaluridés, les pétromyzontidés et les percidés. Une bonne connaissance de la biologie de ces espèces reste essentielle avant tout projet d'échantillonnage. Les références de ce protocole sont un bon point de départ pour en apprendre plus sur celles-ci<sup>3</sup>, tout comme l'outil de sélection d'engins de capture en relation avec les habitats et les espèces visées (annexe B). Le Ministère dispose également de fiches Internet sur les espèces menacées ou vulnérables ([Liste des espèces fauniques du Québec](#)).

En ce qui concerne les cyprinidés, les espèces ciblées par ce protocole sont le méné d'herbe (*Notropis bifrenatus*), le méné à tête rose (*Notropis rubellus*) et le méné laiton (*hybognathus hankinsoni*). Tout comme la majorité des autres cyprinidés, ces espèces ont tendance à se tenir dans la colonne d'eau (à l'exception de quelques espèces qui se tiennent plus près du substrat). Ils se reproduisent en début d'été, ce qui fait que leur identification devient plus simple vers la fin de la saison estivale.

- Le méné d'herbe, comme son nom l'indique, se trouve spécifiquement près des herbiers (Ricard et coll., 2018). On le capture principalement lorsqu'il nage dans la zone située au-dessus de la canopée de ces habitats denses en végétation. L'engin le plus fréquemment utilisé pour sa capture reste la seine, utilisée par bateau lorsque c'est possible (CDPNQ, 2020).
- Le méné à tête rose se trouve plus dans des rivières de petite à moyenne taille, aux courants rapides, près du substrat et dans des petites fosses (Scott et Crossman, 1974; COSEPAC, 2001). Il est souvent capturé par la pêche à électricité portable, mais d'autres méthodes (bourolles, seine, filets, etc.) peuvent s'avérer efficaces.
- Pour sa part, l'habitat du méné laiton est caractérisé par des rivières aux eaux fraîches, acides et tourbeuses (aussi dans des étangs tourbeux) au courant lent (Scott et Crossman, 1974) et au substrat composé de sable, de gravier et de vase (Alberta environment and sustainable resource development and Alberta Conservation Association, 2014). Cette espèce se capture généralement à la seine et à la pêche électrique. Cependant, l'usage de filets, de filets de dérive et de chalut a déjà permis la capture de cette espèce (CDPNQ, 2020).

Chez les centrarchidés, seul le crapet du Nord (*Lepomis peltastes*) (anciennement connu sous le nom de crapet à longues oreilles) est en situation précaire au Québec. Bien qu'elle soit très rarement capturée dans la province depuis les années 90, cette espèce se tiendrait dans les zones d'eau claire et chaude peu profondes de lacs, d'étangs et de cours d'eau à faible vitesse de courant. Les végétaux aquatiques font généralement partie de son habitat. Comme l'espèce est très sensible à la turbidité, le substrat de son habitat est principalement composé de sable et de gravier (Trautman, 1981; Hubbs et coll., 2004). Les zones peu profondes où se fait l'alevinage ont un substrat qui inclut aussi les débris végétaux (Comité sur la situation des espèces en péril au Canada, 2016; Hall-Armstrong et coll., 1996). Le crapet du Nord a été capturé le plus souvent à la seine et au verveux. Cependant, la pêche électrique et les filets maillants ont déjà permis de capturer l'espèce (CDPNQ, 2020).

En ce qui touche les ésocidés, bien que les brochets les plus connus du Québec soient généralement des prédateurs de grande taille (grand brochet [*Esox lucius*] et maskinongé [*Esox masquinongy*]), ce sont aux plus petites espèces de brochets que s'adresse spécifiquement ce protocole : le brochet maillé (*Esox niger*), le brochet vermiculé (*Esox americanus vermiculatus*) et le brochet d'Amérique (*Esox americanus americanus*). Bien que ce dernier n'ait pas de statut selon la LEMV, il reste rarement capturé au Québec. Ces petits brochets dominent les habitats très végétalisés des lacs et cours d'eau du sud du Québec. Malgré un certain chevauchement des aires de répartition, on dénote une régionalisation chez ces trois

---

<sup>3</sup> Dans cette section, les engins les plus fréquemment utilisés pour capturer les espèces ciblées proviennent d'une extraction des données du CDPNQ.

---

espèces (affiche des poissons du Québec : [https://cdn-contenu.quebec.ca/cdn-contenu/faune/documents/animaux/AF\\_poissons-eau-douce\\_MELCCFP.pdf](https://cdn-contenu.quebec.ca/cdn-contenu/faune/documents/animaux/AF_poissons-eau-douce_MELCCFP.pdf)).

- Le brochet vermiculé se trouve principalement dans les petits cours d'eau vaseux ayant beaucoup de végétation de bas de bassins versants (« *lowlands streams* »), dans les expansions de cours d'eau ressemblant à des étangs, ainsi que dans les zones inondables de plus grandes rivières et du fleuve Saint-Laurent. Actuellement, son aire de répartition connue se restreint au bassin versant du lac Saint-François.
- Le brochet d'Amérique se tient dans les rivières calmes aux eaux acides ayant une végétation aquatique très dense. Il fréquente aussi les baies tranquilles des lacs et fleuves (Scott et Crossman, 1974). Son aire de répartition actuelle se trouve dans le bassin du fleuve Saint-Laurent entre le lac Saint-Louis et le lac Saint-Pierre et remonte dans les rivières Richelieu, Saint-François et Yamaska (Scott et Crossman, 1974).
- Le brochet maillé occupe les rivières calmes, les lacs et les étangs contenant des zones de végétation aquatique très dense où la profondeur dépasse rarement trois mètres. Son aire de répartition au Québec est dans le grand bassin versant de la rivière Saint-François, couvrant ainsi la région de l'Estrie en presque totalité (CDPNQ, 2020).

Comme ces petits brochets colonisent généralement les habitats difficilement accessibles à leurs plus grands cousins (herbiers peu profonds et très denses), la catégorie d'engins les plus efficaces pour leur capture reste la seine (de rivage, coulissante, etc.). Les verveux, la pêche électrique et les filets maillants (surtout pour le brochet maillé [Bonar et coll., 2009]) peuvent aussi permettre la capture de ces petits ésofidés. Des amorces pour ADN environnemental (ADNe)<sup>4</sup> sont maintenant conçues pour détecter ces espèces. Il s'agit donc d'une solution de rechange intéressante pour documenter la présence de ces brochets particulièrement rares qui vivent dans des habitats difficilement échantillonnables par les méthodes traditionnelles.

Les espèces de petits percidés ciblées par ce protocole sont spécifiquement le fouille-roche gris (*Percina copelandi*) et le dard de sable (*Ammocrypta pellucida*). Cependant, ces espèces sont souvent capturées en présence des autres espèces de petits percidés du Québec, soit les raseux-de-terre (noir [*Etheostoma nigrum*] ou gris [*Etheostoma olmstedii*]), le dard barré (*Etheostoma flabellare*), le dard à ventre jaune (*Etheostoma exile*) et le fouille-roche zébré (*Percina caprodes*). La présence de l'une ou l'autre de ces espèces compagnes dans un plan d'eau est toujours un fort indice que la rivière est propre à la présence du fouille-roche gris et du dard de sable (Ricard et coll., 2018). Ces petits poissons au comportement classique des espèces benthiques se trouvent généralement collés au fond des petites crevasses entre les roches d'un substrat hétérogène (fouille-roche gris), ou enfouis dans le sable (dard de sable) de rivières et ruisseaux où l'eau est froide et bien oxygénée (Holm et Mandrak, 2010; Ricard et coll., 2018). La présence de ramifications (confluence de petits ruisseaux) pourrait aussi être pertinente pour la recherche des petits percidés, comme plusieurs sources de données le démontrent (Phelps et Francis, 2002a; CDPNQ, 2020). Ces petits percidés sont généralement capturés à la pêche électrique portative et à la seine de rivage (CDPNQ, 2020). De plus, des engins comme les chaluts (Garceau et coll., 2016), les autres types de seine et le filet de dérive ont déjà permis de capturer ces espèces (Ricard et coll., 2018). L'ADNe est aussi une méthode qui peut être très intéressante pour détecter ces espèces étant donné leur comportement très cryptique.

Dans la famille des ictaluridés, trois espèces sont ciblées dans ce document, soit la barbotte jaune (*Ameiurus natalis*), le chat-fou des rapides (*Noturus flavus*) et le chat-fou liséré (*Noturus insignis*). Ces espèces sont plutôt de type benthique, tout comme les petits percidés.

- On trouve la barbotte jaune dans les habitats très végétalisés peu profonds et à l'eau claire des lacs et petits lacs peu profonds, des étangs, ainsi que des rivières à faible courant. Le substrat reste relativement fin (entre le limon et le gravier). L'espèce semble attachée à la présence de bois

---

<sup>4</sup> Tout projet visant l'utilisation de l'ADNe devrait être réalisé en partenariat avec le MFFP, ou tout laboratoire/centre de recherche/université ayant l'expertise pour cette technique.

---

mort et de végétation aquatique (Scott et Crossman, 1974). On capture généralement la barbotte jaune à l'aide de seine, de verveux ou de bourolles.

- Comme son nom l'indique, le chat-fou des rapides se tient dans des rapides peu profonds de rivières moyennes à larges dont le substrat est généralement grossier (roches, blocs et galets). Cette espèce nocturne a tendance à se cacher dans les crevasses et sous les roches (Boucher, 2005). L'engin de capture de prédilection pour cette espèce est la pêche électrique, surtout quand elle est placée près de roches sous lesquelles il pourrait se cacher. Cependant, d'autres engins ont déjà permis la capture de cette espèce, comme les pièges à anguille (MFFP, 2021a.) et aussi les seines et verveux.
- Le chat-fou liséré est une des espèces les plus rares ciblées par ce protocole. Il n'est toujours pas clair aujourd'hui s'il s'agit d'une espèce naturellement établie au Québec ou introduite accidentellement comme poisson-appât (Goodchild, 1990). Les mentions de l'espèce se situent dans le bassin versant de la rivière Gatineau (CDPNQ, 2020). Cela dit, on trouve cette espèce nocturne dans les petites à moyennes rivières à l'eau claire et au substrat hétérogène grossier (galets, roches, blocs et gravier) (Goodchild, 1990). Néanmoins, le chat-fou liséré a déjà été capturé en Ontario dans des lacs ayant ces caractéristiques de substrat (Phelps et Francis, 2002b). L'espèce a été capturée à la pêche électrique (portative et bateau), à l'aide de verveux et de bourolles.

Enfin, chez les pétromyzontidés, seule la lamproie du Nord est considérée comme en situation précaire au Québec (tableau 1). Cette lamproie particulièrement rare serait génétiquement semblable à la lamproie argentée. Ces deux espèces pourraient être considérées comme des écotypes de la même espèce, mais avec des comportements d'alimentation différents (Vladykov et Kott, 1979; Christian et coll., 2005; Pêches et Océans, 2018). Les techniques de détection par ADNe utilisées actuellement ne permettent pas la résolution nécessaire pour différencier ces deux espèces<sup>5</sup>. Les adultes favorisent les petits cours d'eau aux eaux vives et claires dont le substrat est constitué de gravier et de sable (Christian et coll., 2005). Les ammocètes (nom donné aux larves des lamproies), pour leur part, préfèrent la portion des cours d'eau à courant plus lent, là où le substrat meuble est propice à l'enfouissement, ce qui correspond idéalement à du sable mi-fin (Christian et coll., 2005). L'engin permettant sa capture et offrant de meilleurs résultats sans nuire à son habitat est la pêche électrique portative. Cet engin reste adapté à la capture des ammocètes et des adultes des autres types de lamproies qui s'enfouissent.

## Viabilité des occurrences et menaces affectant les espèces

Les populations de poissons en situation précaire du Québec sont suivies par le CDPNQ. Les occurrences<sup>6</sup> y sont colligées et analysées en termes de viabilité. La viabilité d'une occurrence est une estimation succincte de la probabilité de persistance de la population locale sur une échelle de 20 à 30 ans si les conditions actuelles s'y maintiennent. Elle est analysée à l'aide d'une méthode dérivée de la clé décisionnelle de NatureServe<sup>7</sup> en utilisant les différentes menaces qui peuvent influencer sur l'espèce ciblée

---

<sup>5</sup> Il est cependant possible de différencier le complexe « lamproies du Nord/argentée » des autres espèces avec cette méthode.

<sup>6</sup> Terme en usage dans le réseau de centres de données sur la conservation associés à NatureServe. Ce mot désigne un territoire (point, ligne ou polygone cartographique) abritant ou ayant jadis abrité un élément de la biodiversité. Une occurrence a une valeur de conservation (cote de qualité) pour l'élément de la biodiversité. Lorsqu'on parle d'une espèce, l'occurrence correspond généralement à l'habitat occupé par une population locale de l'espèce en question. Ce qui constitue une occurrence et les critères retenus pour attribuer la cote de qualité qui lui est associée varient selon l'élément de la biodiversité considéré. L'occurrence peut correspondre à une plage cartographique unique (ou point d'observation) ou à un regroupement de plusieurs plages rapprochées (CDPNQ, 2005).

<sup>7</sup> NatureServe est un organisme non gouvernemental environnemental spécialisé dans la conservation de la nature. Cette organisation fait partie du Réseau de programmes et de centres d'information sur la conservation créé par

---

(Tomaino et coll., 2008). Certaines de ces menaces peuvent être inférées par géomatique à l'échelle du paysage, mais d'autres doivent être observées sur le terrain lorsque l'information est indisponible, incomplète ou inconsistante. Ces informations doivent donc être recueillies par les équipes de terrain de façon à pouvoir améliorer le suivi des populations et de pouvoir colliger dans les occurrences les paramètres qui sont importants pour la survie de l'espèce.

La documentation des menaces visées par ce protocole a pour but de cibler les enjeux pour une espèce de façon opportuniste au cours des échantillonnages. De ce fait, l'observation des menaces dans le cadre des échantillonnages réguliers ne requiert pas d'analyse extensive, mais permettra d'identifier des besoins ponctuels et de faire un portrait de l'incidence de ces menaces à travers les occurrences. Le tableau suivant illustre les principales menaces (provenant de la classification de l'UICN) touchant les espèces ciblées par ce document qui devraient être notées lorsqu'elles sont observées sur le terrain (tableau 2).

---

The Nature Conservancy. Des centres existent aux États-Unis, au Canada, en Amérique du Sud et dans les Caraïbes. Le CDPNQ est un membre actif de NatureServe.

Tableau 2 : Liste des principales menaces touchant les espèces de poissons de petite taille en situation précaire au Québec pouvant être notées lors d'un inventaire

Menaces		Espèces												
Niveau 1	Niveau 2	AMNA	ESNI	ESVE	NOFL	NOIN	LEPE	AMPE	PECO	ICFO	NORU	NOBI	HYHA	
Intrusions et perturbations humaines	6.1. Activités récréatives		X	X			X	X	X				X	
Modifications des systèmes naturels	7.2. Gestion et utilisation de l'eau et exploitation de barrages			X	X	X	X	X	X	X			X	
Modifications des systèmes naturels	7.3. Autres modifications de l'écosystème	X		X	X	X	X	X	X	X			X	
Espèces, gènes et pathogènes envahissants ou problématiques	8.1. Plantes et animaux exotiques envahissants			X			X	X	X				X	
Pollution	9.1. Eaux usées résidentielles et urbaines	X		X	X		X	X	X		X	X	X	
Pollution	9.2. Effluents industriels et militaires	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	
Pollution	9.3. Effluents agricoles et forestiers			X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	

Voici une brève description de ces menaces et de ce qui est pertinent de noter sur le terrain (tiré de MFFP, 2021b) :

- 6.1 : Activités récréatives : fait référence aux activités humaines qui touchent l'habitat aquatique, notamment en matière de batillage provenant de la navigation de plaisance, mais aussi de dérangement. Pour cette menace, on note donc la présence de plages publiques, de descentes de bateau ainsi que tout autre indice qui correspond à une utilisation par des plaisanciers du lieu inventorié.
- 7.2 : Gestion et utilisation de l'eau et exploitation de barrages : fait référence à la présence d'obstacles d'origine anthropique liée à la gestion des niveaux d'eau, mais aussi à la canalisation. Une mauvaise gestion des barrages peut occasionner des sécheresses d'habitats préférentiels en eaux peu profondes. Des ponceaux mal construits peuvent aussi facilement devenir un obstacle au déplacement. Finalement, la canalisation et la rectification à des fins agricoles peuvent nuire ou modifier l'habitat de certaines espèces.
- 7.3 : Autres modifications de l'écosystème : fait référence aux autres modifications de l'écosystème. Pour cette menace, on note entre autres l'artificialisation des berges (enrochement, brise-lame, muret de béton, remblayage, etc.) et leur décrochement.
- 8.1 : Présence d'espèces, de gènes et de pathogènes envahissants ou problématiques : fait référence aux espèces aquatiques envahissantes. Il est donc important de noter la présence de ces espèces (p. ex. : le gobie à tache noire, les moules zébrées, les carpes asiatiques, etc.) qui peuvent occasionner de la compétition ou nuire à l'habitat préférentiel des espèces en situation précaire.
- 9.1 : Pollution provenant des rejets d'eaux usées d'origine résidentielle et urbaine : fait référence à la pollution urbaine. Pour cette menace, il est important de noter, par exemple, la présence de rejets d'égouts à proximité du lieu inventorié.
- 9.2 : Pollution provenant d'effluents industriels et militaires : fait référence à la pollution industrielle ou militaire telle que la présence de rejets industriels, de contaminants militaires, de retardateur de flamme, d'hydrocarbures ou de BPC dans les cours d'eau. La présence de tuyaux générant ces rejets près du lieu inventorié est importante à indiquer sur la fiche terrain.
- 9.3 : Pollution provenant d'effluents agricoles et forestiers : fait référence à la pollution provenant de l'épandage de pesticides, d'insecticides et de fertilisants. Les éléments importants à noter consistent principalement en la présence de drains agricoles en mauvais état (cours d'eau fraîchement nettoyés) et en l'absence de bandes riveraines desquels résultera une augmentation de la sédimentation et de l'érosion des sols.

---

## Limitations et mises en garde

### Manipulation des poissons

Comme les espèces ciblées par ce document sont en situation précaire, il est essentiel d'agir avec précaution lors des échantillonnages. Dans cette optique, il n'est jamais nécessaire de viser à capturer tous les poissons d'un tronçon de cours d'eau, ou de marcher dans l'ensemble des habitats qu'il contient. Les espèces en situation précaire ne sont généralement pas distribuées de façon aléatoire dans un cours d'eau, mais plutôt confinées localement dans leur habitat préférentiel (Fischer et Paukert, 2009). Par principe de précaution, il est grandement suggéré de limiter le nombre de stations si elles sont trop semblables à d'autres déjà inventoriées afin de limiter l'impact de la présence humaine sur les habitats des espèces en situation précaire.

La présence de moules d'eau douce doit être considérée dans chaque station effectuée. Il est important de garder en tête que ces espèces sont particulièrement fragiles au piétinement. De plus, une attention supplémentaire doit être apportée aux échantillonnages à la pêche électrique portative. Comme ces bivalves ne se déplacent pratiquement pas, ils ne peuvent pas échapper au champ électrique. Les effets de cet engin sur les moules d'eau douce sont peu connus, mais il est préférable d'agir avec précaution et de déplacer vers l'amont une station pour éviter d'échantillonner dans une colonie de moules.

### Identification des poissons

Ce protocole doit être utilisé par du personnel ayant reçu des formations en ichtyologie et connaissant les poissons ciblés. Il n'a pas été conçu pour permettre l'identification précise des espèces ciblées. L'utilisation d'une clé d'identification est essentielle à la réussite d'un projet d'échantillonnage ciblant les espèces de poissons de petite taille en situation précaire au Québec. À ce sujet, pour l'ensemble des espèces en général, la clé de Desroches (2010) est un bon outil (disponible sur Internet). Pour les petits percidés, il est suggéré d'utiliser la clé d'identification se trouvant à l'annexe A de ce document (dérivée de Scott et Crossman, 1974, adaptée par B. Dumas, M.-A. Couillard, M. Lamoureux, V. Boivin et F. Archambault). Enfin, pour ce qui est des cyprinidés, comme ce groupe nécessite de connaître et de maîtriser de fins détails de la morphologie des poissons, nous suggérons la clé de Massé et Leclerc (2015) (disponible sur Internet). Bien qu'il soit préférable de ne pas conserver les poissons capturés, il peut arriver que l'identification de certaines espèces nécessite de les apporter dans un laboratoire. La section « Traitement des poissons » de ce document explique la démarche à suivre dans ces cas.

### Santé et sécurité

L'utilisation de certains engins de capture et d'embarcations nautiques requiert une formation. C'est le cas pour la pêche électrique et la navigation sur embarcation de plaisance. Il est essentiel de se conformer aux règles en vigueur afin d'assurer la sécurité des personnes participant aux projets.

---

## Propagation des maladies et des espèces exotiques envahissantes

Il est fortement recommandé d'adopter une approche de biosécurité pouvant permettre de réduire les risques d'introduction et de propagation de maladies ou d'espèces exotiques envahissantes (EAE).

### Lavage du matériel

Toutes les pièces d'équipement en contact avec l'eau (bottes, bottes de pêche, épuisettes, nasses, seaux, etc.) peuvent être des vecteurs de transmission d'agents infectieux. Avant de quitter un lieu, il est donc nécessaire de nettoyer à la brosse et de rincer (avec l'eau du plan d'eau ou de la rivière s'il n'y a pas une source d'eau courante de disponible) l'ensemble du matériel utilisé afin d'enlever la terre, la vase, les algues, les plantes aquatiques et tous les petits organismes qui pourraient être collés à l'équipement (Dejean et coll., 2007; Groupe de travail canadien sur la santé de l'herpétofaune [GTCSH], 2017).

### Désinfection du matériel

Toutes les pièces d'équipement doivent ensuite être désinfectées sur place. Il est préférable de choisir un chemin, une route ou une surface compacte et imperméable suffisamment éloignée du milieu aquatique pour limiter les écoulements de solution de désinfectant dans ce milieu.

Plusieurs désinfectants chimiques ont été évalués pour leur efficacité, disponibilité, facilité d'usage et de rejet après utilisation (Dejean et coll., 2007). L'eau de Javel (hypochlorite de sodium) est un désinfectant efficace, mais son utilisation comporte certains risques pour les utilisateurs, les amphibiens et le milieu aquatique. Toutefois, le Groupe de travail canadien sur la santé de l'herpétofaune (Groupe de travail canadien sur la santé de l'herpétofaune [GTCSH], 2017) mentionne que l'eau de Javel se désintègre relativement vite et présente un risque plus faible pour l'environnement que d'autres désinfectants.

Au Québec, l'eau de Javel est disponible directement en solution de 4 à 6 % et communément vendue en contenant de 3,6 L. Une fois diluée 1 pour 10, elle doit être appliquée pendant au moins 15 minutes, et son utilisation doit se faire en étant aussi éloigné que possible du milieu aquatique (Dejean et coll., 2007; GTCSH, 2017). Il est donc préférable de rincer à l'eau courante les filets qui ont été nettoyés avec ce produit. Il faut également refaire la solution fréquemment étant donné que l'efficacité de l'agent de blanchiment diminue avec le temps.

### Matériel requis

Le matériel suivant est requis pour bien décontaminer les éléments utilisés lors d'un échantillonnage en milieux aquatiques (GTCSH, 2017) :

- Agent de blanchiment domestique commercial : p. ex. eau de Javel Clorox® (ingrédient actif : hypochlorite de sodium à 4 % à 6 %);
- Grand seau ou sac pouvant contenir environ 25 L d'eau (p. ex. sacs Rubbermaid®);
- Seau ou contenant doté d'un couvercle étanche;
- Contenant d'eau du robinet;
- Flacons pulvérisateurs;
- Brosses à récurer;
- Gants à vaisselle et lunettes de sécurité.



La désinfection de l'équipement et son rangement dans des bacs (eux-mêmes régulièrement désinfectés) dans le véhicule permettent de limiter les risques de contamination croisée. Mise en garde : une surexposition au produit désinfectant peut abîmer le matériel.

---

## Véhicules et embarcations

Les véhicules terrestres qui ont été en contact avec le milieu aquatique peuvent être des vecteurs de transmission reconnus d'espèces aquatiques envahissantes.

Il est d'abord recommandé d'inspecter l'embarcation, la remorque et l'équipement et de retirer tout amas de plantes, tous autres organismes visibles et toutes boues. Le cas échéant, une attention particulière doit être donnée aux filtres qui se trouvent dans certaines composantes d'une embarcation, comme les moteurs, et qui ont été en contact avec l'eau. Des organismes peuvent y être accrochés. Il est important d'éliminer ces résidus dans un endroit sûr, en s'assurant que ces derniers ne sont pas emportés par le vent et qu'ils n'atteignent pas un nouveau plan d'eau, tels un ruisseau, un étang, une bouche d'égout, etc.

Ensuite, il faut vider toute l'eau qui peut se trouver à bord et dans les différentes parties de l'embarcation, y compris la cale, le fond de l'embarcation, les viviers, le moteur, les caissons, etc. Il en va de même avec tous les autres contenants, compartiments et équipement ayant recueilli de l'eau, ou pouvant en contenir, tels des glacières, des vêtements trempés, etc. Il est préférable de vider l'eau à même le plan d'eau visité ou encore de s'assurer de vider l'eau dans un endroit où elle ne pourra pas retourner au plan d'eau. Ce dernier point est important, surtout si l'eau est drainée à l'extérieur du plan d'eau visité ou près d'un plan d'eau différent.

Une fois l'inspection terminée et l'embarcation, la remorque et l'équipement utilisés en milieu aquatique vidés, il faut procéder à leur nettoyage. Si des organismes sont fixés sur la coque ou la remorque, il est recommandé d'utiliser une laveuse à pression (pression de 2600 psi) ou une brosse pour les déloger (p. ex. moules zébrées adultes).

L'utilisation d'eau à une température de 60 °C (140 °F) pour une durée de traitement de 10 secondes est reconnue comme ayant la capacité d'éliminer à 100 % les moules zébrées et les moules quagga de la surface traitée. Ce traitement est aussi efficace pour plusieurs autres EAE, tels le myriophylle à épis ainsi que le cladocère épineux et la puce d'eau en hameçon.

Si vous ne planifiez pas visiter immédiatement un autre plan d'eau, ou si vous remisez votre équipement pour le reste de la saison, le séchage de l'embarcation, de la remorque et de l'équipement peut être suffisant. Il est toutefois important de s'assurer d'évacuer toute l'eau pouvant être contenue à bord de l'embarcation et dans l'équipement. Pour un séchage efficace, il est recommandé de faire celui-ci sur une période de 5 jours consécutifs à un taux d'humidité de 65 % et moins. Les températures au-dessous de zéro lors du remisage hivernal permettent aussi une décontamination.

Il existe plusieurs stations de nettoyage d'embarcation au Québec. Au besoin, il est possible de visiter le lien suivant pour connaître les stations disponibles dans un secteur : <https://www.donneesquebec.ca/recherche/dataset/station-de-nettoyage-des-embarcations>.



---

## Planification

Afin de simplifier les différentes options de planification qui sont directement liées aux objectifs du projet, le Ministère propose un outil de sélection permettant d'orienter la planification d'une campagne d'échantillonnage (annexe B). Cet outil a été conçu pour permettre à un chargé de projet de faire le lien entre les espèces de poissons ciblés, les habitats où ces espèces se trouvent et les engins permettant la capture de ces espèces.

Il est aussi envisageable d'utiliser cet outil pour préparer un projet exploratoire en se basant sur les habitats retrouvés dans un secteur particulier, en ciblant les meilleurs engins pour ces habitats ainsi que les espèces les plus susceptibles d'être capturées.

## Détermination des stations

La détermination des stations à échantillonner est une étape cruciale dans l'évaluation de l'état d'une population de poissons en situation précaire. En effet, elle influence directement les probabilités de succès de capture, permettant ainsi d'estimer le plus fidèlement possible l'état des populations de ces espèces.

### Étape 1 : Revue de la littérature

Il est important de débiter par une revue de la littérature sur les espèces ciblées pour le secteur en question. Cette étape devrait, de façon optimale, permettre de répondre aux questions suivantes :

- Y a-t-il déjà eu des **échantillonnages ou des captures historiques** sur l'espèce ciblée dans ce secteur?
- Où précisément ces échantillonnages ont-ils eu lieu?
- Quelles étaient les **données de capture** (espèces ciblées et espèces compagnes ou autres espèces en situation précaire) et de caractérisation des habitats?
- Quelles sont les données disponibles sur l'habitat général annuel (plaines inondables incluses, possibilité d'interconnectivité saisonnière de différents plans d'eau, tenure des terres, etc.) de l'espèce?

Cette étape vous permettra aussi de prévoir certains coûts étant donné que les espèces et les habitats échantillonnés nécessitent généralement de travailler en équipe et d'avoir un équipement sécuritaire et fonctionnel. À ce sujet, une liste générale est présentée à titre indicatif en annexe (annexe C).

### Étape 2 : Identification des stations d'échantillonnage

Une fois que les espèces ciblées et leurs habitats sont connus, et que les sites d'échantillonnages précédents ont été identifiés, la prochaine étape consiste à prendre connaissance du secteur à échantillonner et à localiser des stations potentielles. Pour ce faire, les outils suivants sont particulièrement efficaces : les logiciels d'imagerie par satellite (p. ex., Google Earth et Google Street View), les orthophotographies aériennes, ainsi que les cartes bathymétriques ou topographiques à haute résolution. L'objectif est de rechercher des éléments topographiques liés directement aux habitats préférentiels des espèces ciblées et d'évaluer les possibilités d'accès en fonction des engins qui seront utilisés. **Cette étape**

---

lamproie argentée sont génétiquement similaires, ce qui en complexifie encore plus la distinction autrement que par l'inspection des adultes.

---

**ne remplace jamais une validation terrain des stations, surtout en ce qui concerne l'accessibilité.** On ne peut d'ailleurs présumer qu'une station est accessible en la « survolant » avec les logiciels d'imagerie.

En plus des stations choisies pour leur similarité avec l'habitat préférentiel de l'espèce en question, il est pertinent d'en prévoir quelques-unes qui semblent moins propices à celle-ci. En effet, il est possible que l'espèce ciblée se trouve dans d'autres habitats que ceux dont fait état la littérature.

Il faut noter que la documentation d'obstacles (p. ex., des barrages) sur le bassin versant qui sera échantillonné est particulièrement pertinente, étant donné qu'ils peuvent limiter les capacités de déplacement de certaines espèces (Reid et coll., 2005; Pariseau et coll., 2009). Il est possible que certains plans d'eau ne permettent pas de visualiser les différents habitats préférentiels virtuellement (p. ex., lorsqu'ils sont trop étroits ou que la végétation riparienne voile le cours d'eau). Dans ces cas, il est recommandé de les noter dans le plan d'échantillonnage (étape 3) et de les noter lors de la visite terrain.

À la lumière de cette seconde étape, un certain nombre de stations d'échantillonnage auront été choisies en fonction de leur ressemblance avec l'habitat préférentiel de l'espèce ciblée.

### **Étape 3 : Plan d'échantillonnage**

Un plan d'échantillonnage consiste généralement en une carte des stations numérotées (p. ex., de l'aval vers l'amont) jumelée à un document décrivant brièvement l'accès aux stations (p. ex., descente à bateau entre le 205 et le 207 rue des Patriotes). Ce document vous permettra de bien coordonner le suivi du projet et la coordination des équipes.

### **Étape 4 : Validation sur le terrain et choix final des stations**

Il s'agit de l'exploration et de la validation *in situ* des stations prédéterminées afin de cibler précisément les lieux qui seront échantillonnés. Pour ce faire, il faut se rendre à chacune de ces stations et chercher les éléments pouvant avoir une influence sur la présence de l'espèce. Cette étape est semblable à l'étape 2, mais à une résolution beaucoup plus fine. Lors de cette étape, la faisabilité de la station (accessibilité, état actuel, menaces imminentes pour l'espèce, etc.) ainsi que le type d'engin de pêche à utiliser (en fonction des différents habitats composant la station) sont évalués.

Note : En tout temps pendant l'échantillonnage il est possible de revoir la pertinence d'une station en fonction de sa similarité avec les autres, ou de son accessibilité (présence de barrière, distance entre la route et le plan d'eau, chemin impraticable, etc.).

Le choix final (nombre et emplacement) des stations doit être fait afin de couvrir le plus uniformément possible tout le secteur à échantillonner. Il doit tenir compte à la fois du nombre d'habitats préférentiels ainsi que des habitats moins préférentiels (stations « témoins ») du secteur. De plus, il faut noter que le nombre de stations choisies ainsi que le pas d'échantillonnage (distance entre deux stations consécutives) sont directement liés aux objectifs du projet, ainsi qu'aux ressources humaines et matérielles disponibles. Par exemple, dans le cas d'un secteur comportant une grande proportion d'habitats préférentiels, il serait pertinent d'espacer les stations afin de limiter les effets de l'échantillonnage sur les populations qui s'y trouvent ainsi que sur les autres espèces en situation précaire. Il est clairement bénéfique pour l'ensemble des populations d'un secteur d'en laisser quelques-unes intouchées, puisque tout échantillonnage amène une certaine détérioration des habitats (Letendre et Leclerc, 2006).

---

## Engins de capture

Il existe une multitude d'engins de capture permettant d'échantillonner les poissons. Un projet pourrait nécessiter une approche particulière entraînant la modification ou la création d'un engin spécifique<sup>10</sup>. Cette section décrit une méthode d'utilisation des engins les plus souvent utilisés pour la capture d'espèces de poissons de petite taille. Néanmoins, il n'y a pas d'engin parfait et le choix de l'engin de pêche doit toujours être fait en fonction de l'habitat à échantillonner (Knight et coll., 2007). De plus, il est recommandé de prévoir l'équipement pour différents engins lors d'une campagne d'échantillonnage. Par exemple, un projet qui vise des stations à la pêche électrique portative pourrait aussi avoir des stations intéressantes à échantillonner à la seine (qui pourrait aussi être utilisée lors de journées pluvieuses). Enfin, bien que d'autres engins de capture permettent d'échantillonner les espèces ciblées par ce document, certains d'entre eux ont été exclus de ce protocole, notamment à cause des risques de mortalité qu'ils peuvent engendrer (p. ex, filet maillant).

### Pêche électrique<sup>11</sup> portative

Dans le cas d'un cours d'eau étroit au substrat parsemé d'obstacles (p. ex., un substrat hétérogène composé de gravier comportant beaucoup de grosses roches et de blocs), de faible profondeur et permettant une bonne visibilité du fond (faible turbidité), la pêche électrique portative est recommandée (figure 1). Il est important de mentionner que cet engin est moins idéal pour des cours d'eau de grande taille étant donné qu'il permet d'évaluer avec moins de précision les communautés (Bonar et coll., 2009).



Figure 1 : Équipe de pêche électrique portative

---

<sup>10</sup> Tout engin de capture doit avoir été approuvé dans un certificat de bons soins (inhérent à votre permis SEG) : <https://mffp.gouv.qc.ca/faune/formulaires/permis-SEG.jsp>.

<sup>11</sup> Dans les habitats plus profonds que ce que la pêche électrique portative est capable d'inventorier (plus d'un mètre environ), il existe des appareils de pêche électrique montés sur de petites barges. Cette méthode peut être pertinente pour la capture des petits poissons. De plus, un bateau de pêche électrique peut être utilisé pour les habitats encore plus profonds. Cependant, la profondeur accrue augmente considérablement la difficulté de capturer ces poissons (réfraction, turbidité, difficulté à voir les poissons de cette taille, difficulté à manipuler une longue perche avec une époussette à maille fine, etc.).

---

Cet engin non létal offre une certaine efficacité pour la capture d'individus **enfouis** dans le substrat, comportement particulièrement développé chez le dard de sable et la lamproie du Nord. Dans tous les cas, il est important de garder en tête que les espèces ciblées sont rares et en situation précaire. Il n'est donc pas utile pour ces espèces de s'acharner sur un secteur afin d'en sortir l'ensemble des poissons qui s'y trouvent. Il est préférable de miser sur une plus grande quantité de stations dans des habitats variés que de faire un grand transect de façon exhaustive. Dans cet ordre d'idées, bien que l'utilisation de stations fermées (où on bloque complètement le transect avec des seines) soit plus optimale pour connaître le nombre d'individus d'une population, il est toujours recommandé de travailler en stations ouvertes avec les espèces ciblées par ce document. Ces dernières permettent une approximation acceptable des effectifs du transect (Leclerc et coll., 2010; Rabeni et coll., 2009). Bien que les stations fermées soient plus précises pour évaluer l'abondance relative d'une espèce, il n'est jamais recommandé de les utiliser pour des espèces rares et/ou en situation précaire afin de ne pas trop nuire au rétablissement des populations visées. Enfin, **il est préférable de déplacer vers l'amont une station qui serait située près d'une colonie de moules d'eau douce**. Cela permettra de limiter les effets potentiels du champ électrique sur ces espèces à faible capacité de déplacement et de réduire le piétinement qui peut leur être mortel. La méthode suivante est inspirée de Leclerc et coll. (2007) et provient directement de Deschamps et coll. (2023).

### Unité d'effort

Pour l'échantillonnage d'espèces de poissons de petite taille, le transect se définit comme étant un tronçon de cours d'eau de longueur variable, sur lequel une portion de l'habitat favorable est échantillonnée. Une façon d'obtenir la longueur standardisée d'un transect est d'utiliser la règle de 40 fois la largeur du cours d'eau à échantillonner (Rabeni et coll., 2009; Fischer et Paukert, 2009; Leclerc et coll., 2010). Cette dernière devrait permettre d'atteindre l'asymptote d'accumulation d'espèces et une estimation précise de la richesse spécifique (Leclerc et coll., 2010). Toutefois, la longueur du transect est directement rattachée à l'objectif du projet. Par exemple, un projet visant la présence/absence d'une espèce aura une longueur variable d'une station à l'autre étant donné que le transect devrait s'arrêter à la détection de l'espèce ciblée. Pour un projet ayant pour but de comparer l'abondance des différentes espèces d'une station à l'autre, la longueur du transect devrait être toujours la même. **Cela dit, un transect mesurant entre 100 m et 200 m est recommandé** (Bonar et coll., 2009; Leclerc et coll., 2010). Ces critères de dimension permettent une bonne estimation de l'abondance relative et de la composition de la communauté, tout en limitant les effets de l'échantillonnage sur les emplacements potentiellement habités par des espèces en situation précaire (Leclerc et coll., 2010).

L'unité d'effort relatif à la pêche à l'électricité est exprimée en nombre d'individus d'une espèce capturés (N) en fonction de la superficie échantillonnée (m<sup>2</sup>). Cette superficie peut être estimée par la distance parcourue multipliée par la largeur effective de capture (environ 4 m par équipe de 2 pêcheurs, ou la largeur du cours d'eau s'il est plus étroit) (Bonar et coll., 2009). Bien qu'il ne s'agisse pas d'une méthode poussée et précise pour estimer l'abondance d'une population, ou de la biodiversité, l'utilisation du N/superficie échantillonnée reste une estimation robuste permettant une bonne comparaison entre les lieux visités. Il est notamment préférable à la durée de l'échantillonnage qui peut varier grandement en fonction des conditions du cours d'eau (substrat, courant, turbidité) (Leclerc et coll., 2010).

En lien avec les espèces ciblées par ce document, cet engin est recommandé pour le fouille-roche gris, le dard de sable, le chat-fou des rapides, le chat-fou liséré, la lamproie du Nord, le méné à tête rose, le méné laiton, le crapet du Nord et les brochets maillé, vermiculé et d'Amérique (annexe B).

### Équipe d'échantillonnage

Une équipe de pêche à l'électricité devrait être constituée d'au moins deux personnes, mais idéalement de trois ou quatre. De plus, pour une couverture optimale, il est recommandé de travailler avec une équipe par 4 m de largeur de cours d'eau (une rivière de 12 m de large devrait nécessiter trois équipes pour une couverture optimale) (Bonar et coll., 2009). Toutefois, il arrive que le cours d'eau visé soit trop profond ou

---

trop large (en fonction des effectifs disponibles) pour permettre une couverture optimale. Dans ce cas, il faudra tenir compte de cette limitation dans l'interprétation des résultats de l'inventaire. Voici la répartition des rôles d'une équipe de pêche à l'électricité portable :

1. Une personne faisant fonctionner l'appareil de pêche électrique;
2. Un ou deux pêcheurs affectés aux épuisettes qui suivent de près l'opérateur de l'appareil de pêche électrique. À trois personnes, on utilise souvent des récipients (bouteille de lave-verre modifiée, petites chaudières dans un harnais de planteur) attachés à la ceinture des pêcheurs pour garder les poissons. De cette façon les pêcheurs ont les deux mains sur la prise;
3. Une personne qui collecte les spécimens capturés et les conserve (seau, récipient en plastique rigide, etc.) et qui caractérise l'habitat (formulaires d'échantillonnage, photographies, GPS). Ce troisième rôle peut être attribué à un des deux pêcheurs lorsque l'équipe ne compte que trois personnes.

### Méthodologie

1. L'équipe d'échantillonnage est composée d'un opérateur de pêche électrique et de deux manipulateurs d'épuisettes, placés de part et d'autre de l'opérateur.
2. Utiliser un **courant continu**. De plus, ajuster le voltage de l'appareil en fonction de la **conductivité** de l'eau à la station pour limiter au maximum les blessures infligées aux poissons. Par exemple, Bonar et coll. (2009) suggèrent :
  - À une conductivité entre 70 et 700  $\mu\text{S}/\text{cm}$  : 60 Hz, 10-15 % de « duty cycle » et 220-280 V, ce qui devrait donner entre 2 et 5 A<sup>12</sup>;
  - À une conductivité entre 40 et 70  $\mu\text{S}/\text{cm}$  : 30 Hz, 40-45 % de « duty cycle »,  $\approx 490$  V, ce qui devrait donner entre 2 et 4 A.

Certains appareils ont une fonction qui établit des paramètres (voltage, ampérage, « cycle duty », fréquence) automatiquement. Cependant, il est souvent nécessaire d'ajuster les paramètres de l'appareil directement sur le terrain pour obtenir un meilleur résultat sur les poissons de petite taille (qui ne réagissent pas comme les plus gros).

Pour des résultats optimaux et des transects les plus standardisés possible, il est impératif de tester les paramètres de l'appareil avant d'entamer officiellement le transect. Pour ce faire, il faut choisir un secteur exclu de la zone prévue et tester la réaction des poissons à une utilisation normale de l'appareil. Si les poissons semblent immobilisés lorsqu'ils sont soumis au champ électrique et qu'ensuite ils recommencent à nager, les paramètres sont bons.

- Si les poissons sont en détresse, diminuer le voltage ou la fréquence;
- Si les poissons ne sont pas affectés par le champ électrique, augmenter le voltage ou la fréquence<sup>13</sup>.

**Noter les paramètres de l'appareil qui ont été choisis sur la feuille terrain.** Cette information peut s'avérer très importante d'une station à l'autre et permet de tirer profit de l'expérience acquise d'un projet à un autre.

---

<sup>12</sup> Cinq ampères est généralement trop fort pour la majorité des appareils de pêche électrique.

<sup>13</sup> Il est déconseillé de viser les poissons de très petite taille (<4 cm) lors du calibrage de l'appareil, car leur capture nécessite une augmentation des paramètres de l'appareil de pêche électrique qui peuvent avoir des effets négatifs sur les poissons de plus grande taille. De plus, la capture d'un grand nombre de très petits poissons complexifie l'identification et augmente inutilement le temps passé en laboratoire.

- 
3. Au départ du transect, prendre un point GPS. De plus, mettre l'appareil en mode « trace » (ou « tracking ») tout au long du transect pour obtenir le tracé réalisé pendant l'échantillonnage.
  4. L'échantillonnage à la pêche électrique se fait dans tous les habitats favorables aux espèces visées se trouvant dans le transect, de l'aval vers l'amont (milieu lotique).
  5. L'équipe définit au préalable une surface à échantillonner d'environ 1 m<sup>2</sup>. Pour certaines espèces (fouille-roche gris, chat-fou des rapides), il est judicieux de prendre le temps de bien placer l'opérateur et les pêcheurs afin de faire une sorte d'embuscade près des habitats comportant des cachettes (grosses roches empilées, grottes près du rivage, etc.).
  6. L'opérateur de l'appareil de pêche électrique doit toujours rester en contact visuel avec les manipulateurs d'épuisettes.
  7. Activer le courant électrique pour au plus **5 secondes**. L'opérateur doit toujours maintenir le manche d'une main et actionner le commutateur de l'autre main.
  8. Lorsque le courant est activé, il ne faut pas rester immobile au même endroit, mais plutôt **balayer rapidement** la zone à échantillonner avec l'électrode.
  9. La pêche doit être faite de façon à ce que les spécimens choqués soient à la portée des manipulateurs d'épuisettes. Les déplacements brusques et les chutes sont ainsi limités.
  10. Il ne faut jamais ramasser les spécimens à la main.
  11. Examiner l'état des individus capturés et **ajuster la puissance** à la baisse si leur état de santé n'est pas satisfaisant.
  12. Lorsque le transect est terminé, prendre le point GPS final, noter le nombre de secondes où l'appareil a fonctionné et passer à l'étape de la capture (section 2.3) tout en s'assurant que les poissons restent vigoureux et en bon état dans le récipient. Au besoin, changer pour de l'eau fraîche provenant du lieu de capture.

## Seine de rivage

Les seines sont des engins de pêche particulièrement efficaces pour la capture des espèces ciblées par ce protocole dans les secteurs au substrat homogène (p. ex., de 80 % à 90 % de gravier ou de sable), dénués d'obstacles et dont les vitesses de courant sont de modérées à faibles. Il faut noter que le type de seine à utiliser dépend aussi grandement de la largeur et de la profondeur du site à échantillonner. Il existe plusieurs modèles de seine (seine de rivage, seine à bâtons, etc.), mais leur fonctionnement reste semblable à celui décrit dans cette section. La manipulation de seines par bateau devrait nécessiter une personne de plus pour piloter le bateau. Cela permet de cibler des plans d'eau plus profonds avec un succès équivalent ou supérieur à la seine utilisée à gué. Cependant, il faut que la seine ait une hauteur plus élevée pour qu'elle couvre la totalité de la profondeur échantillonnée, sinon elle risque de flotter en partie, laissant s'enfuir les poissons qui se tiennent au fond. Enfin, les cordes d'une seine utilisée par bateau doivent être plus longues que celles d'une seine utilisée à gué.



Figure 2 : Équipe manipulant une seine de rivage.

Il existe une grande variété de tailles de seine qui sont plus efficaces selon la taille de l'habitat à échantillonner. À titre d'exemple, voici les caractéristiques techniques de la seine utilisée par le MELCCFP lors du suivi des jeunes de l'année du bar rayé<sup>14</sup> du fleuve Saint-Laurent (Pelletier, 2013) :

- Hauteur : 1.8 m
- Longueur : 15 m
- Grandeur de maille : 0,95 cm (3/8 po) dans les ailes, 0,63 cm (1/4 po) dans la poche centrale
- Corde de tête : 12,5 m
- Poche centrale : 1,5 m de hauteur x 1,1 m de largeur x 0,6 m de profondeur (5x3,5x2 pi)

### Unité d'effort

L'unité d'effort relative à l'utilisation de la seine est exprimée en nombre d'individus capturés (N) par surface seinée (en m<sup>2</sup>). Il est important que les manipulateurs de la seine procèdent toujours de la même façon à chaque coup afin de limiter les biais d'échantillonnage. Normalement, un seul coup de seine doit être fait par station. Cependant, si celui-ci n'a pas été réussi parfaitement, il est possible d'en faire un deuxième, mais seuls les résultats du dernier coup seront utilisés pour le calcul de l'effort (mentionner sur le formulaire d'échantillonnage qu'il s'agit du second coup de seine). De plus, il est requis d'attendre environ de 10 à 20 minutes entre les deux coups afin de laisser le temps aux poissons et à la matière en suspension de retrouver leurs états d'origine. En lien avec les espèces ciblées par ce protocole, cet engin est recommandé

---

<sup>14</sup> Cette seine peut s'avérer trop grande pour les cours d'eau plus étroits et une taille de mailles plus petite pourrait être plus utile pour la capture de très petits poissons. Cependant, plus les poissons sont petits, plus leur identification est ardue.

---

pour le fouille-roche gris, le dard de sable, le méné d'herbe, le méné à tête rose, le méné laiton, le crapet du Nord, la barbotte jaune et les brochets maillé, vermiculé et d'Amérique (annexe B).

### Équipe d'échantillonnage

La seine de rivage requiert idéalement un **minimum de trois équipiers**, mais une quatrième personne peut être utile au moment du dénombrement et de l'identification des captures. Dans les cas de seines utilisées par bateau, le capitaine de l'embarcation ne devrait pas compter sur les opérateurs de la seine par mesure de sécurité.

### Méthodologie

Voici un exemple de méthode d'utilisation de la seine de rivage, tiré directement de Deschamps et coll. (2019) :

1. Choisir une zone à seiner (exempte d'obstacles qui contraindraient les manipulateurs à soulever la seine et ainsi permettre aux poissons de s'échapper).
2. Tenir l'extrémité de la première corde de la seine en bordure de rive, dans une **profondeur de 0,5 m** (ou plus si cette profondeur n'est pas accessible). Ensuite le second opérateur se déplace vers le large avec la seine en déroulant la corde tenue par le premier opérateur (12,5 m) (à pied ou en bateau, selon la profondeur).
3. Ce dernier déroule ensuite la seine (12,5 m de longueur) vers l'aval, parallèlement au rivage.
4. Le manipulateur qui est au large revient ensuite vers la rive en utilisant la longueur de corde nécessaire.
5. Les deux manipulateurs viennent se rejoindre au centre, fermant en triangle pour maximiser la superficie seinée.
6. La seine est ensuite tirée sur la rive en prenant bien soin de garder la ralingue inférieure sur le fond de manière à refouler les poissons dans la poche.
7. Afin de maximiser la surface de pêche, il est recommandé de tirer la seine vers la rive pendant que les manipulateurs se rapprochent graduellement du centre.
8. Lorsque la seine est complètement au rivage et que les poissons sont tous contenus dans la poche, remplir un récipient (bac ou seau) avec l'eau du milieu de capture pour y déposer les poissons (cette étape peut être faite par la troisième personne en même temps que l'étape 6). Prendre un point GPS au lieu où la seine a été ramenée au rivage. Ce point devrait normalement être au centre de la zone seinée.
9. Ensuite, passer à l'étape du traitement des poissons (2.3) en s'assurant que les poissons sont toujours vigoureux. Au besoin, rafraichir l'eau du récipient avec l'eau du lieu de capture (préférentiellement l'endroit le plus froid possible).

### Verveux

Le verveux (figure 3) est un outil passif qui peut donner de bons résultats lorsqu'il est placé au bon endroit. Un avantage de cet engin est le fait que les poissons restent vivants sans être blessés jusqu'à la prise en charge par le personnel de terrain. Il existe différents modèles et il est essentiel de s'assurer que la taille des mailles permet de capturer les espèces visées.

## FILETS-TRAPPES

### Caractéristiques:

- La trappe, les ailes et le guide sont faites de filet sans noeud vert de mailles étirées de 6,4 mm (1/4 po.).
- Les ailes, le guide et l'ouverture ont une ralingue inférieure plombée no 27 (27 lbs au 300 pieds) et une ralingue supérieure munie de flotteurs.
- La longueur des cordes de bouées et d'ancres doit être au moins 2 m supérieure à la profondeur.
- Les trappes ont été fabriquées sur mesure par les industries Fipec Inc. de Grande Rivière.

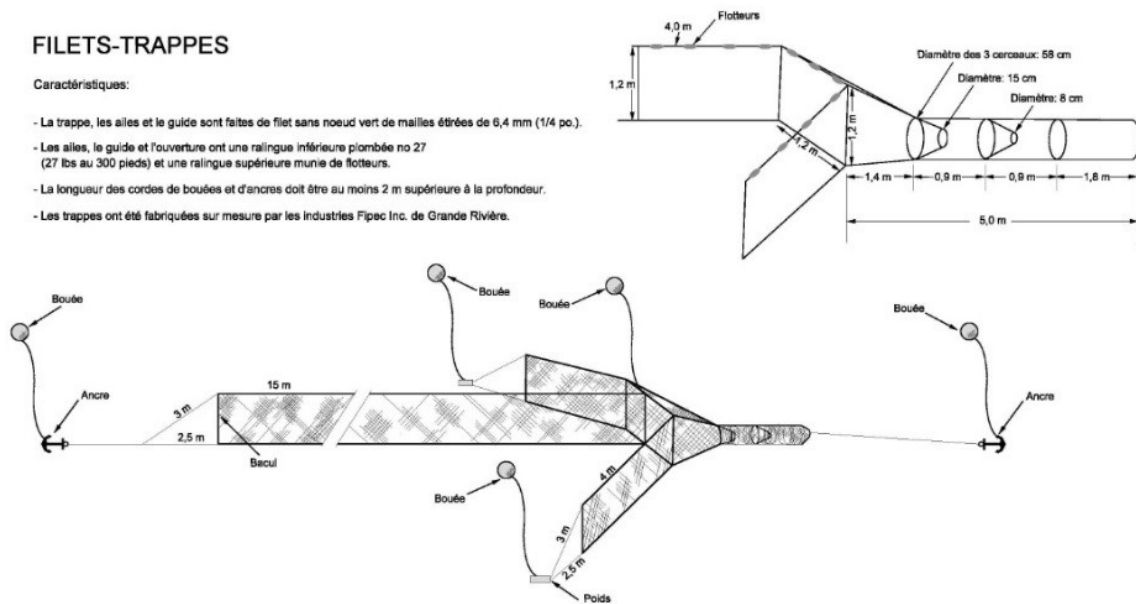


Figure 3 : Plan de verveux (en haut) et verveux en place (en bas).

### Unité d'effort

L'unité d'effort relatif à cet engin est basée sur le nombre d'individus capturés (N) par temps de pêche (généralement une nuit/filet, mais peut être utilisé quelques heures selon les besoins). Il est recommandé d'utiliser un minimum de trois verveux (un par site) et non trois fois le même site pour pouvoir avoir une variance et une moyenne d'unité d'effort (et donc une capacité à comparer les captures) (Bonar et coll., 2009). En lien avec les espèces ciblées par ce document, cet engin est recommandé pour la barbotte jaune, le chat-fou des rapides, le chat-fou liséré, le crapet du Nord et les brochets maillé, vermiculé et d'Amérique (annexe B).

### Méthodologie

1. Monter le verveux selon les spécifications et le mode d'emploi du fabricant.
2. Sélectionner un endroit permettant à la fois une bonne ligne d'ancrage et suffisamment de profondeur pour immerger complètement le verveux. Éviter de placer le verveux près d'obstacles qui pourraient nuire au fonctionnement, ou abimer l'appareil.
3. Placer le verveux pour qu'il soit perpendiculaire à la rive (Bonar et coll., 2009).

- 
4. Attacher un ancrage à chacun des cordages en s'assurant que l'engin est bien étendu.
  5. Attacher au moins une bouée à la ligne flottante pour avertir les plaisanciers et retrouver facilement le verveux. Il est préférable de ne pas placer le verveux près de secteurs fréquentés par les plaisanciers. S'assurer que la bouée est bien identifiée. Avant de laisser l'engin pêcher, prendre un point GPS de son emplacement. S'assurer que la bouée est bien identifiée (nom, téléphone, n° de permis SEG).
  6. Le verveux devrait être en fonction afin de couvrir deux périodes crépusculaires (Bonar et coll., 2009). De cette façon, il serait installé à la fin de l'après-midi et visité au matin. Cependant, certaines précautions peuvent être prises afin de réduire la durée d'échantillonnage dans des sites fréquentés par des tortues. Ce type d'engin peut leur être mortel, et certaines espèces vont s'alimenter des espèces capturées, ce qui nuit aux données qui seront récoltées.
  7. Placer les poissons capturés dans un récipient (seau ou bac) contenant de l'eau fraîche (rafraichir au besoin) et voir à vider le verveux en plusieurs fois s'il est trop plein afin de limiter la mortalité engendrée par un trop grand nombre de poissons capturés.

## Bourolle

Tout comme le verveux, la bourolle est un engin passif très simple à utiliser qui peut générer des résultats intéressants lorsqu'il est bien placé. En effet, son faible coût unitaire fait qu'il est possible d'en multiplier l'effort. Il est aussi possible d'attacher les bourolles en série, de sorte qu'elles se visitent plus rapidement. Cependant, la petite taille de cet engin et son mode de pêche passif limitent les espèces pouvant y être capturées.



Figure 4 : Bourolle standard du commerce.

### Unité d'effort

L'unité d'effort relatif à cet engin est basée sur le nombre d'individus (N) capturés par temps de pêche (h). En lien avec les espèces ciblées par ce document, cet engin est recommandé pour le méné à tête rose, la barbotte jaune et le chat-fou liséré (annexe B). Cela dit, malgré son embouchure de petite taille, la bourolle pourrait permettre la capture d'autres espèces.

### Méthodologie

- 
1. Monter la bourolle selon les spécifications et le mode d'emploi du fabricant.
  2. Sélectionner un endroit permettant à la fois un bon d'ancrage et suffisamment de profondeur pour immerger complètement la bourolle. Éviter de la placer près d'obstacles qui pourraient nuire au fonctionnement ou abîmer l'appareil. Il peut être pertinent de juxtaposer plusieurs bourolles dans un endroit où le cours d'eau se rétrécit. Cela permet de forcer les poissons à passer par le secteur couvert par les engins.
  3. Attacher la bourolle à l'ancrage avec une longueur de corde permettant de placer la bourolle à la profondeur d'habitat correspondant à l'espèce ciblée (près du fond pour des dards, dans la colonne d'eau pour les cyprinidés).
  4. Attacher une bouée à l'ancrage de la bourolle (avec une autre corde, attacher la bourolle à l'ancrage). De cette façon, les mouvements de la bouée n'influenceront pas l'emplacement de la bourolle. Il faut suffisamment de corde pour que la bouée soit à la surface de l'eau, sinon elle va forcer l'ancrage et pourrait se déplacer de son emplacement. Il est préférable de ne pas placer les bourolles près de secteurs fréquentés par les plaisanciers pour limiter les risques de manipulations accidentelles. S'assurer que la bouée est bien identifiée (nom, téléphone, n° de permis SEG).
  5. Avant de laisser pêcher la bourolle, mettre un appât (morceaux de viande, chair de poisson, etc.) à l'intérieur (facultatif) et prendre un point GPS de son emplacement.
  6. Visiter les bourolles à une fréquence suffisante pour permettre aux poissons d'être capturés (généralement au moins une nuit et environ 18 heures de pêche).
  7. Placer les poissons capturés dans un seau contenant de l'eau fraîche (rafraichir au besoin) et retourner près du rivage pour l'identification et le traitement des poissons.

## **Chalut pour poissons de petite taille (modèle mini-Missouri)**

Certains habitats profonds ne sont pas accessibles avec une seine et nécessitent une approche plus élaborée. L'utilisation d'un chalut dans ces habitats peut être une option plus onéreuse, mais intéressante, à la condition que le substrat le permette. Les chaluts peuvent être utilisés autant en milieu lentique que lotique, mais la présence de débris et de végétation submergée risque d'endommager l'engin ou de l'ancrer au fond. C'est pourquoi une précaution très particulière doit être apportée au choix de la station. Ces engins, qui varient en taille, se contrôlent par bateau et requièrent généralement d'apporter des modifications mineures à l'embarcation afin de pouvoir ancrer et déployer le chalut sans nuire au pilotage (taquets, poulies, harceau de sécurité, etc.). Le chalut utilisé dans Garceau et coll. (2016) était constitué de deux filets (interne : maille de 4 mm; externe : maille de 38 mm). Le filet interne avait de plus grosses mailles pour retenir les gros poissons et les gros objets (rocher, débris) afin d'éviter d'endommager les poissons de petite taille qui se retrouvent au fond du filet externe (Garceau et coll., 2016). Le filet avait une ouverture de 3,04 m de largeur.



Figure 5 : Chalut mini-Missouri. Photo : Steve Garceau

### Unité d'effort

L'unité d'effort pour cette méthode est en superficie chalutée ( $m^2$ ). Pour la mesurer, on multiplie la longueur du transect (m) par la largeur du chalut lorsqu'il est en fonction. On peut aussi utiliser le temps de transect pour avoir un comparatif entre les stations considérant que le bateau n'ira pas à la même vitesse selon la vitesse du courant et le substrat et que cela peut influencer le potentiel de capture de certaines espèces (Garceau, 2016). En lien avec les espèces ciblées par ce document, cet engin est recommandé pour le fouille-roche gris, le dard de sable et le méné laiton.

### Équipe d'échantillonnage

Pour un bon roulement pendant et entre les stations de chalutage, l'échantillonnage devrait nécessiter un équipage de cinq personnes : le pilote de l'embarcation, deux opérateurs de chalut et deux techniciens pour le tri et l'identification des spécimens capturés ainsi que la caractérisation de l'habitat.

### Méthodologie

Pour la capture des poissons de petite taille ciblés par ce document, les spécifications suivantes tirées de Garceau et coll. (2016) sont recommandées :

1. Localiser, à l'aide de cartes bathymétriques et d'un sonar, un transect d'environ 100 m composé d'un substrat lisse et **exempt d'obstacles majeurs**. Il en est de la sécurité de l'équipage de localiser un secteur sans risque pour l'appareil et le bateau.
2. Lorsque la station est localisée, un membre de l'équipage peut commencer à prélever de l'eau du plan d'eau pour remplir un bac à poisson dans lequel seront contenues les captures.
3. Déployer le chalut un peu en aval du lieu choisi.
4. Prendre un point GPS au moment où le chalut est complètement déployé et ancré au bateau (dans les taquets préférablement) et mettre le GPS en mode « trace » (ou « tracking ») pour toute la durée du trait.
5. Commencer le trait de chalut en avançant vers l'amont. Utiliser la vitesse recommandée par le fournisseur. Si une telle vitesse n'est pas mentionnée, il est suggéré d'aller à moins de 2 nœuds ( $\approx 4$  km/h)). Cette vitesse plutôt lente permet aux opérateurs de sentir si le chalut s'accroche au fond et de réagir en conséquence.

**Note :** Un chalut est un engin qui doit être manipulé avec précaution. En effet, on ne peut pas prévoir un accrochage ou la capture d'une roche surdimensionnée qui pourrait ancrer l'appareil.

- 
6. La distance du trait de chalut peut dépendre des objectifs du projet. Par exemple, une distance de 200 m (mesurée au fond à l'aide d'un GPS) était faite lors du projet ciblé dans Garceau et coll. (2016)<sup>15</sup>. Cependant, le trait est considéré comme terminé dès que l'engin reste coincé au fond du cours d'eau. À ce moment, les données devraient tout de même être conservées, mais en considérant que l'effort est incomplet.
  7. Une fois le transect terminé, prendre un point GPS, ralentir la vitesse du bateau (cela simplifie la remontée du chalut) et commencer à remonter l'engin.
  8. Lorsque l'équipage est rendu au filet, une attention particulière doit être portée à la présence de poissons qui ne seraient pas entrés dans la poche. Tout spécimen prélevé devrait être conservé au même titre que ceux qui sont dans la poche.
  9. Une fois le chalut complètement remonté dans le bateau, vider la poche dans le bac préparé à l'étape 2 et passer à l'étape du traitement des poissons.

## ADN environnemental (ADNe)

L'ADNe est une technique de biologie moléculaire qui se base sur le fait que toute espèce vivante largue des molécules d'ADN dans l'eau où elle se trouve. En prélevant un échantillon d'eau, on capture un mélange d'ADN provenant de l'ensemble des espèces qui se trouvent à proximité de la station échantillonnée. Par la suite, des amorces spécifiques à des espèces ciblées (ou générales pour l'ensemble des taxons) sont utilisées pour amplifier l'ADN et identifier les espèces.

La collecte d'eau pour les analyses d'ADNe est plutôt simple. Par contre, elle dépend des objectifs visés par l'étude. Par exemple, le suivi de la présence d'individus dans une frayère peut nécessiter des dispositifs expérimentaux qui multiplient le nombre de prélèvements et donc les coûts de l'utilisation de la méthode. De plus, quoiqu'un signal positif signifie normalement que l'espèce se trouve dans le secteur visé (ou en amont de celui-ci), un signal négatif n'est pas toujours garant de l'absence de cette espèce.

Enfin, comme l'amplification et l'analyse s'effectuent nécessairement en laboratoire, cette technique doit être faite en collaboration avec des universités, ministères ou firmes privées détenant les connaissances relatives à cette technique. Pour cette raison, il est préférable de contacter ces organisations pour obtenir le protocole le plus récent et élaborer un plan d'échantillonnage adapté aux objectifs du projet. De plus, il est essentiel de se référer au protocole de stérilisation du matériel pour ne pas biaiser les résultats par la contamination des échantillons (MFFP, 2020b) : *Protocole standardisé – Procédures de stérilisation – Échantillonnage de l'ADNe au Québec*. Il existe aussi un protocole standardisé sur les analyses en laboratoire et la publication de résultats utilisant l'ADNe ([Exigences en matière de terminologie et de production de rapport sur l'ADN environnemental](#)).

Comme cette technique ne permet pas facilement le dénombrement des individus, elle n'est associée à aucune unité d'effort pour la portée de ce protocole. Parmi les espèces en situation précaire ciblées dans ce document, des amorces pour la réaction de polymérisation en chaîne quantitative (PCRq) ont été mises au point pour le fouille-roche gris, le dard de sable, le brochet maillé et vermiculé/d'Amérique, le chat-fou liséré, le chat-fou des rapides, la barbotte jaune, le crapet du Nord, la lamproie du Nord/argentée, le méné laiton, le méné d'herbe et le méné à tête rose. La méthode métagénomique peut permettre d'amplifier l'ADN de pratiquement toutes les espèces de poissons du Québec, mais peut cependant être moins efficace pour les espèces rares ou peu abondantes sur le lieu choisi (ou à proximité).

## Autres engins et méthodes

Lorsque des habitats diffèrent de ceux relatifs aux engins précédents, d'autres engins de pêche peuvent avoir un succès très intéressant (p. ex., carrelet, filet de dérive, nasse, ligne, etc.). Étant donné la multitude

---

<sup>15</sup> Considérant une vitesse de moins de 2 nœuds, les traits avaient une durée d'environ **3 minutes**.

---

d'engins de pêche vendus à cette fin, le mode d'emploi de chacun d'eux ne sera pas décrit dans ce protocole. Cependant, afin d'obtenir les mentions de captures les plus uniformes et normalisées possible, il est primordial que ces engins soient parfaitement décrits sur la fiche d'échantillonnage (annexes A et B). À cette fin, il faut décrire les **dimensions** de l'engin (longueur, largeur, hauteur, ouverture [s'il y a lieu] et grandeur des mailles [s'il y a lieu]) ainsi que la **durée d'utilisation** et la **distance** parcourue avec l'engin sur le transect (s'il y a lieu). Toutes ces données pourront servir ensuite à évaluer l'unité d'effort de ces engins et ultimement à estimer l'effectif des populations ciblées.

Néanmoins, certains engins restent suboptimaux pour la capture des poissons de petite taille (ce qui n'enlève rien à leur performance pour d'autres espèces). C'est notamment le cas pour les filets maillants qui peuvent devenir rapidement colmatés, vu la taille très étroite des mailles visant à capturer les espèces ciblées, et qui sont considérés comme mortels lorsqu'ils sont utilisés sur une période dépassant 2 h environ. La plongée en apnée est aussi une méthode d'inventaire suboptimale, bien qu'elle puisse être plutôt efficace pour le dénombrement des saumons ou l'échantillonnage des moules d'eau douce. Étant donné qu'elle nécessite une transparence de l'eau très élevée et doit permettre d'identifier à l'œil (selon des critères particulièrement méticuleux) et à distance des poissons pouvant mesurer seulement quelques centimètres, cette méthode ne se prête généralement pas aux échantillonnages visant les poissons de petite taille en situation précaire au Québec.

# Traitement des poissons

## Descripteurs biologiques

Il est recommandé de mesurer un nombre prédéterminé de poissons à chaque station en fonction de l'objectif visé (par exemple, pour les analyses statistiques, un multiple de 10 est souvent utilisé [10, 20,30...]).

**Contrairement au protocole de Couillard et coll. (2011), il n'est pas recommandé de prendre le poids des poissons capturés sur le terrain. En effet, cette mesure qui nécessite une précision élevée dans des conditions stochastiques peut augmenter grandement le temps de manipulation, surtout pour des poissons de petite taille.**

La prise de mesure d'un trop grand nombre de poissons peut rapidement devenir énergivore et plus difficilement justifiable sur le plan des bons soins aux animaux. Il est important de distinguer les différentes façons de mesurer les poissons parce que l'interversion de ces deux mesures génère des biais significatifs dans l'interprétation des résultats d'un projet ou d'un suivi (figure 6, tirée de Mainguy et coll., en préparation). Pour les espèces visées par ce protocole, c'est la longueur maximale (en mm et notée LM) qui devrait être mesurée.

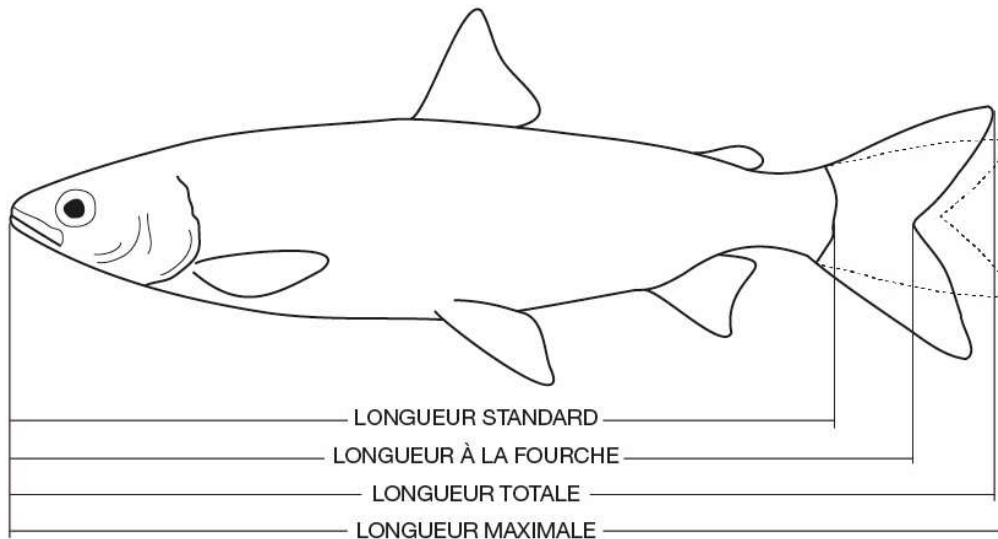


Figure 6 : Mesure des différentes longueurs sur un poisson

Lorsque plus de 20 individus d'une espèce sont capturés, les spécimens supplémentaires peuvent être comptés et remis à l'eau rapidement. Pour simplifier le compte sur le terrain et limiter la mortalité liée au temps de contention, il est suggéré de compter en utilisant cette technique simple et rapide :



Figure 7 : Méthode pour le dénombrement des poissons d'une même espèce

À la suite des manipulations, tous les individus identifiés devraient idéalement être remis à l'eau, à moins que le projet nécessite le prélèvement d'individus pour des analyses spécifiques au laboratoire (autorisé dans les conditions des permis SEG et LEP le cas échéant). Cela est d'autant plus important pour les espèces en situation précaire, pour lesquelles un prélèvement de plusieurs individus pourrait nuire à la survie d'une petite population locale. Pour faciliter la prise de note sur l'identification des espèces, le MELCCFP utilise un système de code à quatre lettres basé sur le nom latin de chaque espèce (annexe F).

Il est impératif de toujours photographier le ou les spécimens d'espèces en situation précaire capturés. Cette preuve de l'espèce sur les lieux de capture permet aussi de valider l'identification taxonomique *a posteriori*. Pour que la photographie soit utile, le spécimen doit apparaître complètement dans le cadre de la photo (horizontalement si possible), avec le moins possible de flou. Les critères d'identification les plus importants sont généralement liés au nombre de rayons et à la position des nageoires, à la pigmentation, à la taille de l'œil de même qu'à la forme et à la position de la bouche. Il est fortement recommandé de prendre la photo du poisson dans un visualisateur à poissons prévu à cette fin (*Fish Viewer*, ou fait maison) (figure 8) afin d'avoir les traits d'identification du poisson les plus évidents possibles. L'utilisation d'un pot transparent ou d'un sac Ziploc<sup>MC</sup> peut faire l'affaire, mais cela génère parfois de la réfraction et limite l'identification à l'espèce.



Figure 8 : Visualisateur de poisson maison (Fouille-roche gris [*Percina copelandi*], photo : OBV Côte-du-Sud) et visualisateur « Fish viewer » (Omble de fontaine [*Salvelinus fontinalis*] photo : Bureau d'écologie appliquée)

Il est essentiel d'identifier la photo (numéro, date, station, mention sur la feuille de terrain [annexe D]). Il est aussi recommandé, lorsque le nombre d'individus capturés le permet, de conserver au moins un spécimen de l'espèce ciblée par l'étude. Les possibilités d'une mauvaise identification sont multipliées sur le terrain en raison de conditions non contrôlables (poisson vivant [pigmentation variable et mouvements], luminosité très variable, conditions climatiques parfois stochastiques, critères d'identification nécessitant des outils qui fonctionnent inadéquatement à l'extérieur). Enfin, un spécimen correctement étiqueté et conservé constitue généralement une preuve absolue de l'existence d'une espèce dans un emplacement donné (Portt et coll., 2010).

## Spécimens conservés

Certains individus capturés peuvent être conservés pour différentes raisons et des besoins particuliers de l'étude (préalablement spécifiés dans les permis liés à l'échantillonnage [SEG et LEP]). La méthode d'euthanasie à employer de préférence est l'administration de quantités létales de dépresseurs du système nerveux central comme le TMS tamponné (tricaine méthanesulfonate tamponnée [TMS], aussi appelé MS-

---

222, tricaïne [CCPA, 2005]), ou l'essence de clou de girofle (aussi appelée eugénol)<sup>16</sup> (2 mL de solution d'eugénol 10 % par 1,2 L d'eau) (Deschamps et coll., 2019).

Par la suite, il est recommandé de conserver les poissons dans l'éthanol à 95 %. Ce produit a l'avantage de permettre des analyses génétiques *a posteriori* (contrairement au formaldéhyde). Il est préférable de mesurer (longueur totale maximale) les spécimens avant leur mise dans l'éthanol puisqu'ils peuvent changer de taille à la suite du procédé de conservation. Une étiquette à l'épreuve de l'eau indiquant les données sur la localisation (nom du cours d'eau, identificateur de la station et coordonnées géographiques), la date de la capture et le nom des collecteurs devra être ajoutée sur chacun des bocaux qui contiendront les spécimens (annexe E).

Comme l'utilisation d'éthanol fait sortir l'eau métabolique des poissons, il est impératif de changer la solution contenue dans les pots de collection après 24 h. Cela assure une conservation optimale des spécimens. De plus, si les analyses et l'identification ne se font pas rapidement après les échantillonnages, il est important de veiller à ce que les poissons conservés soient continuellement immergés dans l'éthanol. En effet, comme ce liquide est volatil, il peut parfois s'évaporer de pots qui ne sont pas entièrement étanches.

L'utilisation d'une solution tamponnée de formaldéhyde à 10 % est aussi efficace pour conserver la pigmentation des poissons capturés. Cependant, son utilisation prolongée pour la conservation peut rendre les tissus inutilisables pour des études de génétique (substance génotoxique) (Deschamps et coll., 2019; Maison et Pasquier, 2008). Au laboratoire, afin de ne pas être incommodé par le formol lors de l'identification, il est important de rincer les poissons à l'eau, la journée précédant l'identification, et de les laisser tremper dans l'eau toute la nuit.

---

<sup>16</sup> Bien que son utilisation soit courante, l'eugénol demeure un produit naturel (provenant du giroflier) non homologué pour usage vétérinaire au Canada. L'eugénol (et l'iso-eugénol) est donc présent dans l'huile de clou de girofle où il compte pour 80 à 95 % des ingrédients actifs selon le fabricant. Ce composé offre un pouvoir d'induction rapide et une anesthésie stable. Le réveil des poissons à la suite de l'utilisation de cette substance est généralement plus long qu'avec d'autres substances comme le tricaïne méthanesulfonate (ou TMS) qui n'a pas démontré une efficacité satisfaisante chez l'anguille pour induire une anesthésie sécuritaire. L'eugénol est une substance qui peut entraîner la mort du poisson lorsque celui-ci est exposé longtemps à des concentrations élevées. Dans le cas de l'anguille, comme chez les autres espèces, son efficacité varie en fonction de la température de l'eau et de la taille des sujets. Néanmoins, l'eugénol de qualité médicale n'étant pas disponible au Canada, on privilégie généralement l'utilisation de l'eugénol purifié distribué par les fournisseurs de produits de laboratoire.

---

## Description des stations et caractérisation de l'habitat

### Description des stations

Les stations sont décrites afin qu'elles soient temporellement retrouvables et facilement cartographiées. La description et la caractérisation des stations se font dans les endroits prévus à cette fin sur les fiches d'échantillonnage (annexe D).

- Date de l'échantillonnage (année, mois, jour).
- Heure de début et de fin du transect.
- Durée de l'échantillonnage.
- Plan d'eau (p. ex., rivière Richelieu, rivière Yamaska Sud-Est, lac Saint-François).
- Précisions sur le plan d'eau (ruisseau, décharge, etc.), si pertinentes.
- Nom ou numéro de la station.
- Longitude (degrés décimaux) (p. ex., -73,78861°) et latitude (degrés décimaux) (p. ex., 45,14305°) du point de départ du transect (NAD83).

### Caractérisation de l'habitat

Il s'agit ici de faire une caractérisation globale résumant l'intégralité du transect qui a été effectué. Une bonne caractérisation devrait permettre de comprendre *a posteriori* dans quel genre de milieu se trouvaient les poissons capturés. Elle doit être faite sur l'ensemble des stations échantillonnées. Dans l'optique d'un projet qui cible spécifiquement les caractéristiques précises correspondant à l'habitat d'une espèce, il est nécessaire de documenter de façon plus détaillée que ce qui est proposé dans ce protocole.

- Pour un cas de pêche électrique, ou de chalut, noter la longueur du transect (m).
- Mesurer les profondeurs minimum(m) et maximum (m) rencontrées dans le transect. Prendre aussi quelques mesures (p. ex., tous les 10 m) de la profondeur tout le long du transect pour en calculer la profondeur moyenne (m).
- Décrire l'état des berges (description générale) sur toute la longueur du transect, de 10 m de part et d'autre de la zone échantillonnée (p. ex., berges herbacées, érodées ou stabilisées artificiellement, arbres, arbustes, etc.). Pour ce faire, se placer au début du transect et regarder vers l'amont.

**Attention : la détermination usuelle des rives (droite et gauche) se fait dans le sens de l'écoulement.**

- Décrire la présence de toutes menaces pouvant avoir un effet sur les espèces ciblées (voir section « Viabilité des occurrences et menaces affectant les espèces » de ce document). Cette description peut se faire de la même façon que pour l'état des berges.
- Caractériser le substrat dominant en fonction du rang de dominance des différentes catégories de substrat (tableau 4, dominant, sous-dominant [1], sous-dominant [2]) comprises dans l'ensemble du transect ou de la zone échantillonnée.

**Note :** La prise de photos aide grandement à la caractérisation du substrat et permet une validation *a posteriori*, lorsque la turbidité de l'eau le permet. Dans les cas où la turbidité limite la caractérisation du substrat, l'utilisation d'une benne ou d'une caméra sous-marine peut être pertinente.

Tableau 4 : Classification des différents types de substrats (inspiré de Deschamps et coll. 2019)

Classes	Diamètres des particules (mm)
Roc (roche-mère)	N. A.
Bloc	> 250
Galet	81-250
Caillou	41-80
Gravier	2-40
Sable	0,1-2
Argile et/ou limon	< 0,1
Matière organique (débris ligneux, plantes, feuilles, etc.)	-

- Noter la présence de végétation immergée sur toute la longueur du transect (« P » pour présence ou « A » pour absence).
- Évaluer le pourcentage approximatif de recouvrement de la végétation immergée sur toute la longueur du transect ou de la zone échantillonnée (absente, éparse, plusieurs plantes mais substrat visible, couvert complet, couvert complet avec plantes flottantes) (voir annexe D).
- Lorsque les espèces végétales sont connues, caractériser la végétation immergée au niveau précis en fonction du rang de dominance (dominant, sous-dominant [1], sous-dominant [2] sur toute la longueur du transect [possibilité de conservation d'échantillons]).
- La physicochimie, mesurée à l'aide d'une sonde multiparamètres<sup>17</sup> plongée dans l'eau près du fond :
  - **Température de l'eau** (°C),
  - **pH**,
  - **Turbidité** (UTN),
  - **Conductivité** ( $\mu\text{s}/\text{cm}^3$ ),
  - **Oxygène dissous** (ppm ou mg/L et en pourcentage).
- Mesurer la transparence de l'eau à l'aide d'un disque de Secchi (m) (lorsqu'il est utilisable). Cet outil est pratique et peu coûteux et il donne des résultats qui s'interprètent facilement. Cependant, l'appareil ne peut être utilisé dans tous les milieux.
- Mentionner tous les autres éléments pertinents (p. ex., météo moyenne des derniers jours, chute ou obstacle infranchissable, gros déchets, traverse à gué, sous un pont, etc.) trouvés sur le transect échantillonné ou près de celui-ci.

<sup>17</sup> Il est important de calibrer les sondes avec les solutions appropriées, une fois par semaine ou si un changement de mesure significatif est observé. Si un appareil donne une mesure en dehors d'une plage normale pour le plan d'eau échantillonné, s'assurer qu'il n'y a aucun problème avec l'appareil et effectuer une seconde mesure pour confirmer ou réfuter la première.

- 
- Prendre plusieurs photos du transect effectué. Identifier chaque photo (numéro de la station et date) et inscrire le numéro des photos sur la fiche d'échantillonnage terrain (p. ex., DSCN1883).

## Transfert des données

### Permis SEG et LEP

Il faut se référer aux exigences du permis SEG délivré par la DGFa et à celles relatives au permis LEP délivré par le MPO lorsque le projet cible, ou pourrait cibler, des espèces protégées en vertu de cette loi. Les deux permis doivent être **en tout temps** avec l'équipe terrain pendant les échantillonnages.

### Formulaire papier ou électronique

Il est suggéré d'utiliser les formulaires de l'annexe D pour la saisie des données relatives à l'échantillonnage des espèces ciblées par ce protocole. Ces formulaires ont été structurés pour noter toutes les informations pertinentes décrites précédemment dans le protocole. D'ailleurs, toutes les sections du formulaire devraient être remplies. Lorsqu'il n'est pas possible de remplir une section, il est important d'inscrire « ND » dans celle-ci, ou de la barrer d'un trait, afin qu'elle ne soit pas confondue avec un oubli.

Il est recommandé de faire une copie de la fiche papier ou de la prendre en photo par précaution après chaque journée de terrain. De plus, dans les 10 jours suivant la fin de la campagne de terrain, les fiches photocopiées ou numérisées doivent être transmises à la DGFa du territoire où les travaux d'échantillonnage sont exécutés (pour connaître les coordonnées de différentes directions, consultez Gouvernement du Québec, 2023).

Il faut noter que la saisie électronique est une excellente façon de stocker rapidement les données d'échantillonnage dans un fichier pour analyse. Cependant, il est essentiel de valider les données qui ont été saisies avec la même rigueur que les données qui auraient été saisies sur papier.

### Espèces aquatiques envahissantes (EAE)

Si des EAE sont répertoriées lors de l'échantillonnage, il est fortement recommandé de signaler ces observations via [iPêche](#), l'application d'identification de poissons du MELCCFP, ou à l'adresse suivante : [services.clientele@mffp.gouv.qc.ca](mailto:services.clientele@mffp.gouv.qc.ca)

---

## Références bibliographiques

- ALBERTA ENVIRONMENT AND SUSTAINABLE RESOURCE DEVELOPMENT AND ALBERTA CONSERVATION ASSOCIATION (2014). Status of the Brassy Minnow (*Hybognathus Hankinsoni*) in Alberta. Alberta Environment and Sustainable Resource Development. Alberta Wildlife Status report no. 68. Edmonton, AB. 31 pages.
- BONAR, S. A., W. A. HUBERT et D. W. WILLIS (2009). Standard methods for sampling North American freshwater fishes. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 335 pages.
- BOUCHER, J. (2005). Rapport sur la situation de la barbotte des rapides (*Noturus flavus*) au Québec. Ministère des Ressources naturelles et de la Faune du Québec, Faune Québec, Direction du développement de la faune. 31 pages.
- CENTRE DE DONNÉES SUR LE PATRIMOINE NATUREL DU QUÉBEC (CDPNQ) (2005). *Glossaire*. Gouvernement du Québec. Site Web consulté le 8 mars 2019. Disponible [en ligne] : <http://www.cdpnq.gouv.qc.ca/glossaire.htm>.
- CDPNQ (2020). Base de données sur les espèces menacées ou vulnérables du Québec. Centre de données sur le patrimoine naturel du Québec. Gouvernement du Québec, ministère du Développement durable, de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques, ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs et Gouvernement du Canada, Environnement et Changement climatique Canada, Service canadien de la faune.
- CHAPLEAU, F., et G. PAGEAU (1985). Morphological Differentiation of *Etheorsoma olmstedii* and *E. Nigrum* (Pisces : Percidae) in Canada. *Copeia* (4) : 855-865.
- CHRISTIAN, F., I. CARTIER et M. OUELLET (2005). Rapport sur la situation de la lamproie du Nord (*Ichthyomyzon fossor*) au Québec. Ministère des Ressources naturelles et de la Faune. Direction du développement de la faune. 23 pages.
- CONSEIL CANADIEN SUR LA PROTECTION DES ANIMAUX (CCPA) (2005). Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des poissons en recherche, en enseignement et dans les tests, 95 pages.
- COSEPAC (2001). Évaluation et Rapport de situation du COSEPAC sur la tête carmin (*Notropis percobromus*) et la tête rose (*Notropis rubellus*) au Canada. Comité sur la situation des espèces en péril au Canada. Ottawa. v + 18 pages.
- COSEPAC (2016). Évaluation et Rapport de situation du COSEPAC sur le crapet du Nord (*Lepomis peltastes*), populations de la rivière Saskatchewan et du fleuve Nelson et la population des Grands Lacs et du haut Saint-Laurent, au Canada. Comité sur la situation des espèces en péril au Canada. Ottawa. xvi + 53 pages.
- COUILLARD, M.-A., J. BOUCHER et S. GARCEAU (2011). Protocole d'échantillonnage du fouille-roche gris (*Percina copelandi*), du dard de sable (*Ammocrypta pellucida*) et du méné d'herbe (*Notropis bifrenatus*) au Québec, ministère des Ressources naturelles et de la Faune du Québec, Faune Québec et Secteur des Opérations régionales, 27 pages.
- DEJEAN, T., C. MIAUD et M. OUELLET (2007). Proposition d'un protocole d'hygiène pour réduire les risques de dissémination d'agents infectieux et parasitaires chez les amphibiens lors d'intervention sur le terrain. *Bulletin de la Société Herpétologique de France*. **122** : 40-48.

- 
- DESCHAMPS, D., *et al.* (2023). Guide de la pêche à l'électricité. Direction de l'expertise sur la faune aquatique, ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs. 42 pages + annexes.
- DESCHAMPS, D., P. BRODEUR, C. CÔTÉ, N. VACHON (2019). Protocole d'échantillonnage du Réseau de suivi ichtyologique annuel du fleuve Saint-Laurent : Lac Saint-Pierre 2019. Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs. 52 pages + annexes.
- FISCHER, J. R., et 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 Fishery and Aquatic Science*, 66: 277-290.
- GARCEAU, S., N. VACHON et E. DROUIN (2016). Inventaires des habitats du fouille-roche gris et du dard de sable en eau profonde en Montérégie 2015, rapport final. Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs, Direction de la gestion de la faune de l'Estrie, de Montréal, de la Montérégie et de Laval, Secteur des opérations régionales. 44 pages + annexes.
- GOODCHILD, C. D. (1990). Status of the Margined Madtom, *Noturus insignis*, in Canada. *Canadian Field-Naturalist*. 104 (1): 29-35.
- GROUPE DE TRAVAIL CANADIEN SUR LA SANTÉ DE L'HERPÉTOFAUNE (GTCSH) (2017). *Protocole de décontamination pour le travail sur le terrain avec les amphibiens et les reptiles au Canada*. 8 pages + annexe.
- HALL-ARMSTRONG, J., A. G. HARRIS et R. F. FOSTER. (1996). Fish Use of Wetlands in Northwestern Ontario: A Literature Review and Bibliography. Northwest Sci. & Technol., Ontario Ministry of Natural Resources, Thunder Bay, Ontario. TR-90. 54 pages + annexes.
- HOLM, E., et N. E. MANDRAK (2010). *THE ROM FIELD GUIDE TO FRESHWATER FISHES OF ONTARIO*. 2<sup>E</sup> édition. Royal Ontario Museum. 464 pages.
- HUBBS, C. L., et G. P. COOPER (1935). Age and growth of the long-eared and green sunfishes in Michigan. *Papers of the Michigan Academy of Science, Arts, and Letters* 20:669-696.
- KNIGHT, J. T., T. M. GLASBY et L. O. BROOKS (2007). "A sampling protocol for the endangered freshwater fish, Oxleyan pygmy perch *Nannoperca oxleyana whitley*", *Australian Zoologist*, 34 (2): 148-157.
- LANGDON, R. W., M. T. FERGUSON et K. M. COX (2006). *Fishes of Vermont*. Vermont department of Fish and Wildlife. 320 pages.
- LECLERC, J., 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 pages.
- LECLERC, V., M. ARVISAIS, A. DEMERS, H. FOURNIER, H. GOUIN, L. HOUDE, A. LACHAPPELLE, M. LEGAULT et D. NADEAU (2010). *Guide de normalisation des méthodes d'inventaire ichtyologique en eaux intérieures Tome I : Acquisition des données*, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction de l'expertise sur la faune et ses habitats, Service de la faune aquatique, 155 pages.
- LEGENBRE, V. (1960). « Clef des Cyprinidés ou Ménéés du Québec », ministère de la Chasse et de la Pêche, Office de biologie, « Les poissons d'eau douce », Tome 2, Tiré de : *Le jeune naturaliste*, 10 (9-10) : 178-212.

- 
- LETENDRE, M., et J. LECLERC (2006). *Inventaire des habitats du fouille-roche gris : méthode de pêche sécuritaire pour l'espèce et son habitat*, document non publié, Unité de gestion des ressources naturelles et de la faune de Laval-Montérégie, ministère des Ressources naturelles et de la Faune du Québec, 2 pages.
- MAISON, A., et E. PASQUIER (2008). *Le point des connaissances sur le formaldéhyde*, Institut national de recherche et de sécurité pour la prévention des accidents du travail et des maladies professionnelles, [En ligne]. [[www.inrs.fr](http://www.inrs.fr)] (Consulté le 15 février 2011).
- MASSÉ, H., et J. LECLERC (2015). *Clé d'identification des cyprinidés du Québec*, Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs. Longueuil, Québec. 24 pages.
- MAINGUY, J., E. VALIQUETTE et V. LECLERC. (en préparation). *Vers une standardisation de la mesure de la longueur des poissons au Québec*, ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs, Québec, ix + 35 pages.
- MINISTÈRE DES FORÊTS, DE LA FAUNE ET DES PARCS (MFFP) (2020a). Liste des espèces menacées et vulnérables du Québec. Consulté le 10 juillet 2020. [<https://mffp.gouv.qc.ca/la-faune/especes/liste-especes-vulnerables/>]
- MINISTÈRE DES FORÊTS, DE LA FAUNE ET DES PARCS (MFFP) (2020b). Protocole standardisé – Procédures de stérilisation – Échantillonnage de l'ADNe au Québec. Gouvernement du Québec, Québec. 13 pages.
- MINISTÈRE DES FORÊTS, DE LA FAUNE ET DES PARCS (2021a). Protocole d'inventaire de l'anguille d'Amérique aux obstacles infranchissables au Québec. Gouvernement du Québec, Québec. 54 pages + annexes.
- MINISTÈRE DES FORÊTS, DE LA FAUNE ET DES PARCS (2021b). *Classification standardisée des menaces affectant la biodiversité – Définitions pour le Centre de données sur la conservation (CDC) du Québec v1.0*, Gouvernement du Québec, Québec, 26 pages.
- MINISTÈRE DE L'ENVIRONNEMENT ET DE LA LUTTE CONTRE LES CHANGEMENTS CLIMATIQUES (MELCC) (2014). *Sentinelle*. Site Web consulté le 5 août 2019. Disponible [en ligne] : [<https://www.pub.mddefp.gouv.qc.ca/scc/#no-back-button>].
- NOVOTNI, J., B. DUMAS, S. GARCEAU et L. VEILLEUX (en rédaction). *Inventaire du fouille-roche gris (Percina copelandi) dans la rivière Saint-François, entre Melbourne et Bromptonville*, rapport technique, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Unité de gestion des ressources naturelles et de la faune de Montréal-Montérégie, gouvernement du Québec, 18 pages.
- PARISEAU, R., H. FOURNIER, J. P. HARNOIS et G. MICHON (2009). *Recherche de fouille-roche gris (Percina copelandi) et de méné d'herbe (Notropis bifrenatus) dans la rivière des Outaouais entre Carillon et Rapides-des-Joachims*, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction de l'expertise Faune-Forêts de l'Outaouais, Gatineau, 20 pages.
- PÊCHES et OCÉANS CANADA (2018). Plan de gestion de la lamproie du Nord (*Ichthyomyzon fossor*), population des Grands Lacs et du haut Saint-Laurent, au Canada. Série des plans de gestion de la *Loi sur les espèces en péril*. Pêches et Océans Canada, Ottawa. vi +36 pages.
- PETERSON, J. T., et C. F. RABENI (1995). "Optimizing sampling effort for sampling warmwater stream fish communities", *North American Journal of fishery Management*, 15: 528-541.
- PELLETIER, A.-M. (2013). Protocole du suivi du recrutement des bars rayés juvéniles du fleuve Saint-Laurent. Protocole 2013. Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs. 12 pages.

- 
- PHELPS, A., et A. FRANCIS (2002a). *Évaluation et rapport de situation du COSEPAC sur le fouille-roche gris (Percina copelandi) au Canada* – mise à jour, Comité sur la situation des espèces en péril au Canada, Ottawa, 21 pages.
- PHELPS, A., et A. FRANCIS (2002b). Update COSEWIC status report on the margined madtom *Noturus insignis* in Canada, in COSEWIC assessment and update status report on the margined madtom *Noturus insignis* in Canada. Committee on the Status of Endangered Wildlife in Canada. Ottawa. 1-17 pp.
- PORTT, C. B., G. A. COKER, N. E. MANDRAK et D. L. MING (2010). *Protocole pour la détection d'espèces de poissons en péril dans la région des Grands Lacs de l'Ontario*, Secrétariat canadien de consultation scientifique du MPO, Document de recherche 2008/026, vi + 38 pages.
- RABENI, C. F., J. LYONS, N. MERCADO-SILVA et J. T. PETERSON (2009). "Warmwater fish in wadeable streams", p. 43-58 dans 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., L. M. CARL et J. LEAN (2005). "Influence of riffle characteristics, surficial geology, and natural barriers on the distribution of the Channel darter, *Percina copelandi*, in the Lake Ontario basin", *Environmental Biology of fishes*, 72: 241-249.
- RICARD, M., M. A. COUILLARD et S. GARCEAU (2018). État des connaissances sur quatre espèces de poissons à statut précaire au Québec : fouille-roche gris, dard de sable, méné d'herbe et brochet vermiculé, ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs du Québec, Direction de l'expertise sur la faune aquatique, 61 pages.
- SCOTT, W. B., et E. J. CROSSMAN (1974). *Poissons d'eau douce du Canada*, Canada, ministère de l'Environnement, Service des pêches et des sciences de la mer, Bulletin 184, 1026 pages.
- SNYDER, D. E. (2003). *Electrofishing and its harmful effects on fish*, Information and Technology Report, U.S. Government Printing Office, Denver, CO, 149 pages.
- TOMAINO, A., J. CORDEIRO, L. OLIVER et J. NICHOLS (2008). *Ranking Species Element Occurrences Using a Generic Approach: Decision Key & Guidance*. NatureServe. Site Web consulté le 9 mai 2019. Disponible [en ligne] : [http://help.natureserve.org/biotics/Content/Methodology/GenericKey\\_RankSpeciesEOs.htm](http://help.natureserve.org/biotics/Content/Methodology/GenericKey_RankSpeciesEOs.htm).
- TRAUTMAN, M. B. (1981). *The Fishes of Ohio*. Ohio State University Press. Columbus. 966 pages.
- VLADYKOV, V. D., et E. KOTT (1979). Satellite species among the holarctic lampreys (Petromyzonidae). *Canadian Journal of Zoology*, 57: 860-867.
- WINN, H. E. (1953). Breeding habits of the percid fish *Hadropterus copelandi* in Michigan. *Copeia*. Vol. 1953 (1): 26-30.

---

## Annexes

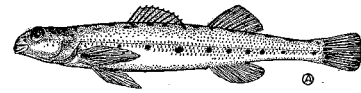
---

## Annexe A : Clé d'identification des petits percidés du Québec

1. a) Chair pellucide (en vie), nageoires dorsales largement séparées, corps extrêmement allongé (plus de sept fois la hauteur). Nageoire anale avec une ou deux épines minces (Langdon et coll., 2006). Corps partiellement nu, avec écailles confinées au milieu des flancs; une série de **10 à 15 petites taches rondes** le long du milieu des flancs.

DARD DE SABLE

*Ammocrypta pellucida*



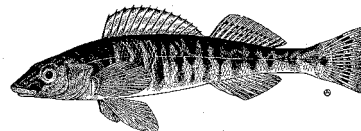
b) Corps opaque. Nageoires dorsales séparées, mais parfois très près l'une de l'autre .....2

2. a) Prémaxillaire **non protractile**.....3  
b) Prémaxillaire **protractile** séparé du museau par un profond sillon continu .....5

3. a) **Museau distinctif des autres percidés, se prolongeant en une protubérance conique**, débordant la mâchoire supérieure. Corps cylindrique avec de **15 à 25 barres verticales** foncées, barres alternantes plus longues et en forme de goutte à l'extrémité inférieure. Prémaxillaires **non protractiles** en partie fusionnés avec la lèvre supérieure, sillon partiel. Écailles à la ligne latérale 67 à 103 (Holm et Mandrak, 2010). Une tache noire distincte à la base de la caudale.

FOUILLE-ROCHE ZÉBRÉ

*Percina caprodes*

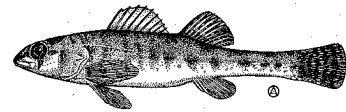


b) Museau « normal ». Petites taches marbrées ou barres sur les flancs (9 à 13 ou 14), taches sur les flancs.....4

4. a) **Épines de la nageoire dorsale longues, joues squameuses** (écailles parfois légèrement recouvertes de tissu). Nageoires dorsales légèrement séparées. Pédoncule caudal long et étroit. Rayons mous de la dorsale ordinairement 10 ou 11. Ligne latérale se terminant sous la nageoire dorsale épineuse. De 9 à 14 taches ou marbrures foncées sur les flancs, se prolongeant jusqu'à la face ventrale. Nageoire caudale distinctement mouchetée. Mâles pittoresques en vie, avec plages bleues ou vertes entre des barres plus foncées sur les flancs et du bleu ou du rouge sur la nageoire dorsale épineuse.

DARD À VENTRE JAUNE

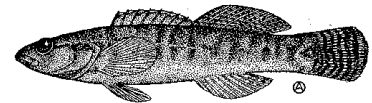
*Etheostoma exile*



- b) **Épines dorsales 6 à 8, courtes, de même longueur ou plus courtes que le diamètre de l'œil**, celles des mâles souvent à bout charnu. **Joues et opercules nus**. Nageoires dorsales rapprochées. Corps mince, allongé, pédoncule caudal court et haut; tête distinctement pointue, bouche terminale. Coloration brunâtre à l'état vivant. De 9 à 13 barres foncées sur les flancs, ne se prolongeant pas vers le bas jusqu'à la face ventrale.

DARD BARRÉ

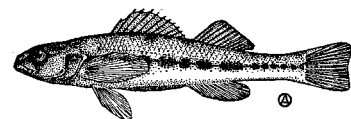
*Etheostoma flabellare*



5. a) Corps ordinairement marqué de forme en X, M ou W sur les flancs. Une mince épine anale .....6
- b) **Présence de 9 à 12 petites marbrures brunes, oblongues ou rondes, le long des flancs, souvent unies par une ligne mince**. Prémaxillaires **protractiles**, nettement séparés du museau par un profond sillon continu. **Une série de 9 à 12 petites marbrures brunes, oblongues ou rondes, le long des flancs, souvent unies par une ligne mince**. Écailles à la ligne latérale 43 à 61 (Holm et Mandrak, 2010). Environ 13 % de la population possède un petit *frenum* (frein) (Winn, 1953)

FOUILLE-ROCHE GRIS

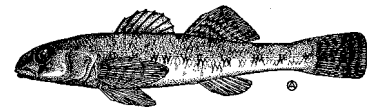
*Percina copelandi*



- 
6. a) **Normalement 13 rayons ou plus sur la seconde nageoire dorsale.** 10 (11) pores ou plus sur le canal préoperculomandibulaire (habituellement 7 pores préoperculaires et 4 pores mandibulaires; 7 (8 ou 9) pores ou plus sur le canal infraorbital. Joues, nuque et poitrine habituellement recouvertes d'écailles pour les populations à l'ouest de l'embouchure du lac Saint-Pierre; pour les populations vers l'est, le recouvrement est très variable (0 à 100 %).

RASEUX-DE-TERRE GRIS

*Etheostoma olmstedii*



- b) **Normalement 12 rayons ou moins sur la seconde nageoire dorsale.** 10 (9) pores ou moins sur le canal préoperculomandibulaire (habituellement 6 pores préoperculaires et 3 pores mandibulaires; 7 (6) pores ou moins sur le canal infraorbital. Joues, nuque et poitrine habituellement sans écailles<sup>18</sup>.

RASEUX-DE-TERRE NOIR

*Etheostoma nigrum*



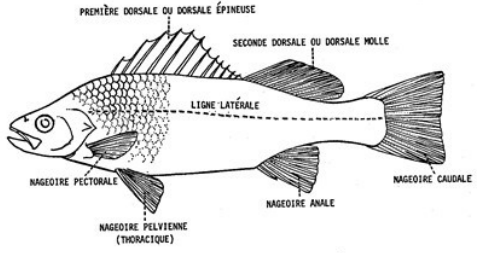


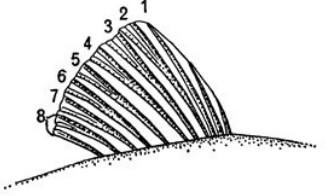
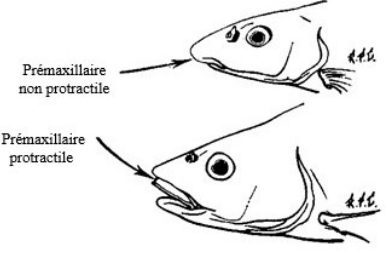
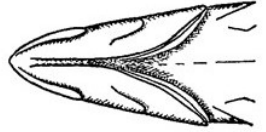
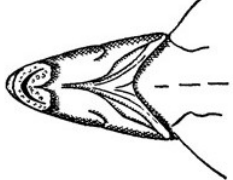
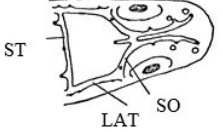
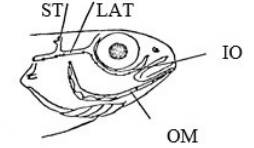
**Note :** Ces deux espèces sont souvent difficiles à différencier rapidement sur le terrain. En cas de doute sur l'une ou l'autre de ces espèces et pour limiter les erreurs d'identification (prendre un gris pour un noir, ou vice-versa), il est recommandé de considérer qu'il s'agit de raseux-de-terre noir ou gris (code : ETNO). Néanmoins, il reste toujours important d'être en mesure de différencier ces deux espèces afin de connaître leur répartition sur le territoire québécois.

---

<sup>18</sup>Selon Chapleau et Pageau. 1985 et Scott, W. B., et E. J. Crossman.1974.



## Croquis illustrant les caractères anatomiques

<p style="text-align: center;"><b>Identification des nageoires</b></p>  <p style="font-size: small;">Source : Scott, W.B. et E.J.Crossman. 1974.</p>	<div style="display: flex; justify-content: space-around;"> <div style="text-align: center;"> <p><b>Écaille cténoïde</b></p>  </div> <div style="text-align: center;"> <p><b>Écaille cycloïde</b></p>  </div> </div> <p style="font-size: small;">Source : Scott, W.B. et E.J.Crossman. 1974.</p>	<p style="text-align: center;"><b>Méthodologie pour le dénombrement des rayons des nageoires dorsales et anale</b></p>  <p style="font-size: small;">Source : Scott, W.B. et E.J.Crossman. 1974.</p>
<p style="text-align: center;"><b>Prémaxillaire</b></p>  <p style="font-size: small;">Source : Legendre, Vianney. 1960.</p>	<div style="display: flex; justify-content: space-between;"> <div style="width: 45%;"> <p>Membranes branchiales pas distinctement unies mais se joignant en V au-dessus de l'isthme</p>  </div> <div style="width: 45%;"> <p>Membranes branchiales largement unies par un feuillet de tissu recouvrant l'isthme, mais dégagées de celui-ci.</p>  </div> </div> <p style="font-size: small;">Source : Scott, W.B. et E.J. Crossman. 1974.</p>	<p style="text-align: center;"><b>Identification des canaux céphaliques</b></p> <div style="display: flex; justify-content: space-around;"> <div style="text-align: center;"> <p><b>Vue du dessus de la tête</b></p>  </div> <div style="text-align: center;"> <p><b>Vue du côté de la tête</b></p>  </div> </div> <p style="font-size: small;">IO : canal infraorbitale LAT : canal latéral OM : canal préoperculomandibulaire SO : canal supraorbitale ST : canal supratemporale</p> <p style="font-size: small;">Source : Chapleau, François. 1980.</p>

## Annexe B : Outil de sélection de l'engin en relation avec les habitats<sup>19</sup> et les espèces visées<sup>20</sup>

Habitats			Espèces <sup>21</sup>												
Profondeur	Substrat	Végétation	AMNA	ESNI	ESVE	NOFL	NOIN	LEPE	AMPE	PECO	ICFO	NORU	NOBI	HYHA	
≤1m	Fin et homogène	P	S V BO PE	S V PE	S PE			S PE V					S PE	S PE	
		A				S PE V PA		S PE V	S PE		PE	S PE BO		S PE	
	Fin et hétérogène	P	S V BO PE	S V PE	S PE									S PE	
		A				S PE V PA	PE V BO			S PE		S PE BO			
	Grossier et homogène	P	S V BO PE	S V PE	S PE									S PE	
		A								PE		S PE BO			
	Grossier et hétérogène	P		V BO	V PE	PE								PE	
		A													

<sup>19</sup> Il est important de prendre en note que certaines combinaisons de paramètres d'habitat n'ont pas été intégrées dans cet outil parce qu'elles ne se rencontrent généralement pas lors des projets ciblant les espèces de ce document.

<sup>20</sup> Cet outil est basé sur les données du CDPNQ. Certaines espèces pourraient se trouver hors des types d'habitats décrits et être capturées avec d'autres engins.

<sup>21</sup> L'ADNe peut être utilisé dans toutes les situations, mais il est important de prendre en compte les limitations liées aux dispositifs expérimentaux de cette technique avant de l'utiliser (voir la section sur cette technique à même ce document).

Habitats			Espèces <sup>21</sup>												
Profondeur	Substrat	Végétation	AMNA	ESNI	ESVE	NOFL	NOIN	LEPE	AMPE	PECO	ICFO	NORU	NOBI	HYHA	
			PE												
		A					PE V BO					PE BO			
>1m	Fin et homogène	P	SB PEB	SB PEB FM	SB PEB			FM SB	SB C FD	C SB			SB B	SB FM FD C B	
		A						FM SB				SB		SB FM FD C	
	Fin et hétérogène	P	SB PEB	SB PEB FM	SB PEB FM									SB	
		A											SB		
	Grossier et homogène	P	SB PEB	SB PEB FM	SB PEB FM									SB	
		A									SB C FD		SB		
	Grossier et hétérogène	P	SB PEB	SB PEB FM	SB PEB FM									SB	
		A											SB		

---

**Codes habitat :**

Substrat :

Fin : Taille allant de « gravier » à plus fin

Grossier : Taille allant de « galet » à plus grossier

Homogène : Une seule grande catégorie de substrat, ou pas plus de trois (sable, sable-gravier, limon-sable-gravier)

Hétérogène : Plusieurs catégories de substrat et généralement de tailles très différentes (sable-blocs-roches, gravier-blocs)

Végétation :

P : Présente qu'elle soit éparses jusqu'à très abondante

A : Absente.

Codes engins :

S : Tout type de seine à l'exception de la seine par bateau

SB : Seine par bateau

PE : Pêche électrique portative

PEB : Bateau de pêche électrique (certaines espèces trop petites, etc.)

VE : Verveux

BO : Bourolle

FM : Filet maillant

PA : Piège anguille

C : Chalut

FD : Filet de dérive

## Annexe C : Matériel de terrain

### Générique :

- Protocole
- GPS
- Règle 1 m
- Sonde multiparamètre (YSI)
- Bottes de pêcheur (« Waders ») ou cuissardes
- Carnet de note « write in the rain »
- Crayons de plomb
- Tablette robuste (facultatif)
- Formulaire terrain imprimés sur papier hydrofuge (au moins autant que le N de stations) (voir annexe D)
- Étiquettes imprimées sur papier hydrofuge (voir annexe E)
- Visualisateur à poissons (« Fish viewer ») (facultatif)
- Pots pour poissons de 500 ml au moins (autant que le N de stations *a priori*...)
- Éthanol 95 % ou solution tamponnée de formaldéhyde à 10 %
- Clés d'identification (au moins cartable, ou version PDF dans un téléphone/tablette robuste)
- Veste de sauvetage et autres types d'équipement de protection adéquats (voir [Règlement sur la santé et la sécurité au travail](#))

### Pêche électrique

- Gants de pêche électrique
- Harnais de planteur pour les chaudières à poisson
- Lunettes polarisées

### Seine

- Grande panne qui permet de ranger la seine et aussi de mettre tous les poissons seinés



Échantillonnage seine					
Station:	Heure(début):	Heure(fin):			
Date(A,M,J):	Latdébut : _____ °	Latfin : _____ °			
Réalisé par:	Longdébut : _____ °	Longfin : _____ °			
Équipe :	Nom plan d'eau:			Photo no :	
<b>Paramètres engin</b>				<b>Physicochimie</b>	
Modèle:				Température : _____ °C	
Dimensions:				pH: _____	
No coup :				Turbidité: _____ UTN	
Bateau (O/N) :				Conductivité: _____ µs/cm	
<b>Description coup:</b>		<b>Substrat</b>			<b>Berge rive droite</b>
Profondeur min : _____ m		<b>Dom</b>	<b>S-Dom<sup>(1)</sup></b>	<b>S-Dom<sup>(2)</sup></b>	<b>Recouvrement(%)</b>
Profondeur max : _____ m					Arbres: _____ %
<b>Berge rive gauche</b>		Matière organique <sup>(M)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	Arbustes: _____ %
<b>Recouvrement(%)</b>		Moules <sup>(1)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	Herbacées: _____ %
Arbres: _____ %		Argile <sub>(&lt;0,1mm)</sub> <sup>(2)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	Minéral: _____ %
Arbustes: _____ %		Limon <sub>(0,1mm)</sub> <sup>(3)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<b>Stabilité :</b>
Herbacées: _____ %		Sable <sub>(0,1-2mm)</sub> <sup>(4)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<i>D(Droite) ; G(Gauche)</i>
Minéral: _____ %		Gravier <sub>(2,1-40mm)</sub> <sup>(5)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	Stable:
<b>Stabilité :</b>		Caillou <sub>(41-80mm)</sub> <sup>(6)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	Érodée:
<i>D(Droite) ; G(Gauche)</i>		Galet <sub>(81-250mm)</sub> <sup>(7)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	Décrochée:
Stable:		Bloc <sub>(&gt;251mm)</sub> <sup>(8)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	Hauteur talus: _____ m
Érodée:		Roche mère <sup>(9)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	Pente (ex: 1:1) : _____
Décrochée:		<b>Abondance</b>			<b>Menaces:</b>
Hauteur talus: _____ m		1- Absentes			
Pente (ex: 1:1) : _____		2- Éparses (quelques plantes)			
<b>Menaces:</b>		3- Plusieurs plantes, mais on voit le fond			
		4- Couvert végétal complet (on ne voit pas le fond), mais pas de feuilles en surface			
		5- Couvert végétal complet (on ne voit pas le fond) car feuilles flottantes en surface			
		<b>Végétation (sp)</b>	<b>Dom</b>	<b>Sdom</b>	
			<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	
			<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	
			<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	
		Autre Sp:			

Échantillonnage engin trappe				
Station:	Heure(début):	Heure(fin):		
Date(A,M,J):	Latdébut : _____ °	Latfin : _____ °		
Réalisé par:	Longdébut : _____ °	Longfin : _____ °		
Équipe :	Nom plan d'eau:	Photo no :		
<b>Paramètres engin</b>			<b>Physicochimie</b>	
Modèle:			Température : _____ °C	
Dimensions:			pH: _____	
Durée de pêche(hrs) :			Turbidité: _____ UTN	
<b>Description (station)</b>			<b>Berge rive droite</b>	
Profondeur max : _____ m	<b>Substrat</b>		<b>Recouvrement(%)</b>	
Profondeur min : _____ m		<b>Dom</b>	<b>S-Dom<sup>(1)</sup></b>	<b>S-Dom<sup>(2)</sup></b>
	Matière organique <sup>(M)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Moules <sup>(1)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
<b>Berge rive gauche</b>	Argile <sub>(&lt;0,1mm)</sub> <sup>(2)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
<b>Recouvrement(%)</b>	Limon <sub>(0,1-0,2mm)</sub> <sup>(3)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Arbres: _____ %	Sable <sub>(0,1-2mm)</sub> <sup>(4)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Arbustes: _____ %	Gravier <sub>(2,1-40mm)</sub> <sup>(5)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Herbacées: _____ %	Caillou <sub>(41-80mm)</sub> <sup>(6)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Minéral: _____ %	Galet <sub>(81-250mm)</sub> <sup>(7)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
<b>Stabilité :</b>	Bloc <sub>(&gt;251mm)</sub> <sup>(8)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
<i>D(Droite) ; G(Gauche)</i>	Roche mère <sup>(9)</sup>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Stable:	<b>Abondance</b>			Stable:
Érodée:	1 - Absentes			Érodée:
Décrochée:	2 - Éparses (quelques plantes)			Décrochée:
Hauteur talus: _____ m	3 - Plusieurs plantes, mais on voit le fond			Hauteur talus: _____ m
Pente (ex: 1:1) : _____	4 - Couvert végétal complet (on ne voit pas le fond), mais pas de feuilles en surface			Pente (ex: 1:1) : _____
<b>Menaces:</b>	5 - Couvert végétal complet (on ne voit pas le fond) car feuilles flottantes en surface			<b>Menaces:</b>
	<b>Végétation (sp)</b>	<b>Dom</b>	<b>Sdom</b>	<b>Ssdom</b>
		<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
		<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
		<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Autre Sp:			



**Annexe E : Modèle d'étiquette pour les pots de poissons conservés (imprimer sur papier hydrofuge et écrire avec crayon de plomb)**

<b>Station :</b> <b>Secteur :</b> <b>Date :</b> <b>Collecteurs :</b> <b>Remarques :</b>	<b>Station :</b> <b>Secteur :</b> <b>Date :</b> <b>Collecteurs :</b> <b>Remarques :</b>
<b>Station :</b> <b>Secteur :</b> <b>Date :</b> <b>Collecteurs :</b> <b>Remarques :</b>	<b>Station :</b> <b>Secteur :</b> <b>Date :</b> <b>Collecteurs :</b> <b>Remarques :</b>
<b>Station :</b> <b>Secteur :</b> <b>Date :</b> <b>Collecteurs :</b> <b>Remarques :</b>	<b>Station :</b> <b>Secteur :</b> <b>Date :</b> <b>Collecteurs :</b> <b>Remarques :</b>
<b>Station :</b> <b>Secteur :</b> <b>Date :</b> <b>Collecteurs :</b> <b>Remarques :</b>	<b>Station :</b> <b>Secteur :</b> <b>Date :</b> <b>Collecteurs :</b> <b>Remarques :</b>
<b>Station :</b> <b>Secteur :</b> <b>Date :</b> <b>Collecteurs :</b> <b>Remarques :</b>	<b>Station :</b> <b>Secteur :</b> <b>Date :</b> <b>Collecteurs :</b> <b>Remarques :</b>

## Annexe F : Nom latin et code des espèces de poissons du Québec

Nom français	Nom latin	Code
Achigan à grande bouche	<i>Micropterus salmoides</i>	MISA
Achigan à petite bouche	<i>Micropterus dolomieu</i>	MIDO
Alose à gésier	<i>Dorosoma cepedianum</i>	DOCE
Alose d'été	<i>Alosa aestivalis</i>	ALAE
Alose savoureuse	<i>Alosa sapidissima</i>	ALSA
Anguille d'Amérique	<i>Anguilla rostrata</i>	ANRO
Barbotte brune	<i>Ameiurus nebulosus</i>	AMNE
Barbotte jaune	<i>Ameiurus natalis</i>	AMNA
Barbue de rivière	<i>Ictalurus punctatus</i>	ICPU
Baret	<i>Morone americana</i>	MOAM
Brochet d'Amérique	<i>Esox americanus</i>	ESAM
Brochet maillé	<i>Esox niger</i>	ESNI
Brochet vermiculé	<i>Esox americanus vermiculatus</i>	ESVE
Carpe commune	<i>Cyprinus carpio</i>	CYCA
Carpe de roseau	<i>Ctenopharyngodon idella</i>	CTID
Carpe argentée	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>	HYMO
Carpe noire	<i>Mylopharyngodon piceus</i>	MYPI
Carpe à grosse tête	<i>Hypophthalmichthys nobilis</i>	HYNO
Chabot à tête plate	<i>Cottus ricei</i>	CORI
Chabot tacheté	<i>Cottus bairdi</i>	COBA
Chabot visqueux	<i>Cottus cognatus</i>	COCO
Chat-fou brun	<i>Noturus gyrinus</i>	NOGY
Chat-fou des rapides	<i>Noturus flavus</i>	NOFL
Chat-fou liséré	<i>Noturus insignis</i>	NOIN
Chevalier blanc	<i>Moxostoma anisurum</i>	MOAN
Chevalier cuivré	<i>Moxostoma hubbsi</i>	MOHU
Chevalier de rivière	<i>Moxostoma carinatum</i>	MOCA
Chevalier jaune	<i>Moxostoma valenciennesi</i>	MOVA
Chevalier rouge	<i>Moxostoma macrolepidum</i>	MOMA
Cisco de lac	<i>Coregonus artedi</i>	COAR
Couette	<i>Carpionides cyprinus</i>	CACY
Crapet arlequin	<i>Lepomis macrochirus</i>	LEMA
Crapet de roche	<i>Ambloplites rupestris</i>	AMRU
Crapet-soleil	<i>Lepomis gibbosus</i>	LEGI
Crapet du Nord	<i>Lepomis peltastes</i>	LEPE
Crapet vert	<i>Lepomis cyanellus</i>	LECY
Crayon d'argent	<i>Labidesthes sicculus</i>	LASI
Cyprinidés inconnus	<i>Cyprinus sp.</i>	CYPR
Dard à ventre jaune	<i>Etheostoma exile</i>	ETEX
Dard barré	<i>Etheostoma flabellare</i>	ETFL
Dard de sable	<i>Ammocrypta pellucida</i>	AMPE
Doré jaune	<i>Sander vitreus</i>	SAVI
Doré noir	<i>Sander canadiensis</i>	SACA

Éperlan arc-en-ciel	<i>Osmerus mordax</i>	OSMO
Épinoche à cinq épines	<i>Culeatus inconstans</i>	CUIN
Épinoche à neuf épines	<i>Pungitius pungitius</i>	PUPU
Épinoche à quatre épines	<i>Apeltes quadracus</i>	APQU
Épinoche à trois épines	<i>Gasterosteus aculeatus</i>	GAAC
Épinoche tachetée	<i>Gasterosteus wheatlandi</i>	GAWH
Esturgeon jaune	<i>Acipenser fluviatilis</i>	ACFU
Esturgeon noir	<i>Acipenser oxyrinchus</i>	ACOX
Fondule barré	<i>Fundulus diaphanus</i>	FUDI
Fouille-roche gris	<i>Percina copelandi</i>	PECO
Fouille-roche zébré	<i>Percina caprodes</i>	PECA
Gardon rouge	<i>Scardinius erythrophthalmus</i>	SCER
Gaspereau	<i>Alosa pseudoharengus</i>	ALPS
Gobie à taches noires	<i>Nogobius melanostomus</i>	NEME
Gobie à nez tubulaire	<i>Proterorhinus semilunaris</i>	PRSE
Grand brochet	<i>Esox lucius</i>	ESLU
Grand corégone	<i>Coregonus clupeaformis</i>	COCL
Lamproie argentée	<i>Ichtyomydon unicuspis</i>	ICUN
Lamproie brune	<i>Ichthyomyzon castaneus</i>	ICCA
Lamproie de l'Est	<i>Lampetra appendix</i>	LAAP
Lamproie du Nord	<i>Ichtyomyzon fossor</i>	ICFO
Lamproie marine	<i>Petromyzon marinus</i>	PEMA
Laquaiche argentée	<i>Hiodon tergisus</i>	HITE
Laquaiche aux yeux d'or	<i>Hiodon alosoides</i>	HAL
Lépisosté osseux	<i>Lepisosteus osseus</i>	LEOS
Lotte	<i>Lota lota</i>	LOLO
Malachigan	<i>Aplodinotus grunniens</i>	APGR
Marigane noire	<i>Epomoxis nigromaculatus</i>	PONI
Maskinongé	<i>Esox maskinongy</i>	ESMA
Méné à grosse tête	<i>Pimephales promelas</i>	PIPR
Méné à museau noir	<i>Notropis heterolepis</i>	NOHL
Méné à museau arrondi	<i>Pimephales notatus</i>	PINO
Méné à nageoires rouges	<i>Luxilus cornutus</i>	LUCO
Méné à queue tachée	<i>Notropis hudsonius</i>	NOHU
Méné à tête rose	<i>Notropis rubellus</i>	NORU
Méné bec-de-lièvre	<i>Exoglossum maxilingua</i>	EXMA
Méné bleu	<i>Cyprinella spiloptera</i>	CYSI
Méné d'argent de l'Est	<i>Hybognathus regius</i>	HYRE
Méné d'herbe	<i>Notropis bifrenatus</i>	NOBI
Méné émeraude	<i>Notropis atherinoides</i>	NOAT
Méné jaune	<i>Notemigonus chrysoleucas</i>	NOCR
Méné camus	<i>Notropis anogenus</i>	NOAN
Méné paille	<i>Notropis stramineus</i>	NOST
Méné paille ou pâle	<i>Notropis pâle ou paille</i>	NOSV
Méné pâle	<i>Notropis volucellus</i>	NOVO
Méné à menton noir	<i>Notropis heterodon</i>	NOHD
Meunier noir	<i>Catostomus commersoni</i>	CACO
Meunier rouge	<i>Catostomus catostomus</i>	CACA
Mulet à cornes	<i>Semotilus atromaculatus</i>	SEAT
Mulet perlé	<i>Margariscus nachtriebi</i>	MANA

---

Mulet de lac	<i>Couesus plumbeus</i>	COPL
Naseux des rapides	<i>Rhinichthys cataractae</i>	RHCA
Naseux noir de l'Est	<i>Rhinichthys atratulus</i>	RHAT
Omisco	<i>Percopsis omiscomaycus</i>	PEOM
Ouitouche	<i>Semotilus corporalis</i>	SECO
Omble de fontaine	<i>Salvelinus fontinalis</i>	SAFO
Perchaude	<i>Perca fluvescens</i>	PEFL
Poisson-castor	<i>Amia calva</i>	AMCA
Poulamon atlantique	<i>Microgadus tomcod</i>	MITO
Raseux-de-terre gris	<i>Etheostoma olmstedii</i>	ETOL
Raseux-de-terre noir	<i>Etheostoma nigrum</i>	ETNI
Raseux-de-terre noir ou gris	<i>Etheostoma noir ou gris</i>	ETNO
Saumon atlantique	<i>Salmo salar</i>	SASA
Saumon chinook	<i>Oncorhynchus tshawytscha</i>	ONTS
Saumon coho	<i>Oncorhynchus kisutch</i>	ONKI
Truite brune	<i>Salmo trutta</i>	SATR
Tanche	<i>Tinca tinca</i>	TITI
Umbre de vase	<i>Umbra limi</i>	UMLI

