

MINISTÈRE DE L'ENVIRONNEMENT,
DE LA LUTTE CONTRE
LES CHANGEMENTS CLIMATIQUES,
DE LA FAUNE ET DES PARCS

RECUEIL DES PROTOCOLES STANDARDISÉS D'INVENTAIRES DE SALAMANDRES DE RUISSEAUX AU QUÉBEC

Février 2023



Coordination et rédaction

Cette publication a été réalisée par le Service de la conservation de la biodiversité et des milieux humides (SCBMH) du ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP). Elle a été produite par la Direction des communications du MELCCFP.

Photographie de la page couverture

Salamandre pourpre, © Stéphane Déry, MELCCFP

Crédits des autres photographies

Page 4, figure 2 :	Salamandre à deux lignes, © MELCCFP
Page 6, figure 4 :	Salamandre pourpre, © MELCCFP
Page 8, figure 6 :	Salamandre sombre des montagnes, © Frédérick Lelièvre, MELCCFP
Page 11, figure 8 :	Salamandre sombre du Nord, © Stéphane Déry, MELCCFP
Page 21, figure 10 :	Matériel de décontamination, © Groupe de travail canadien sur la santé de l'herpétofaune
Pages 30-31, figures 11, 12, 13 :	Paquets de filtration ADNe © Anne-Marie Béland, MELCCFP
Page 32, figure 14 :	Préparation de la pompe avec l'ajout d'huile, © Sarah Aubé, MELCCFP
Page 34, figure 15 :	Perche rouge, © Anne-Marie Béland, MFFP
Page 34, figure 15 :	Perche jaune, © Sarah Aubé, MFFP
Page 35, figure 16 :	Installation – Porte-filtre, © Sarah Aubé, MFFP
Page 36, figure 17 :	Installation – Filtration d'un échantillon d'eau, © Anne-Marie Béland, MFFP

La version intégrale de ce document est accessible à l'adresse suivante

https://mffp.gouv.qc.ca/documents/faune/PT_standardise_inventaire_salamandres.pdf

Dépôt légal – 2023
Bibliothèque et Archives nationales du Québec
ISBN 978-2-550-94001-2 (PDF)

Tous droits réservés pour tous les pays.

© Gouvernement du Québec – 2023

Équipe de réalisation

Rédaction

Patrick Charbonneau, biologiste, M. Sc.

Ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP), Service de la conservation de la biodiversité et des milieux humides (SCBMH)

Lyne Bouthillier, biologiste

MELCCFP, Direction de la gestion de la faune — Régions de l'Estrie, de Montréal, de Laval et de la Montérégie (DGFa — 05-06-13-16)

Nathalie Tessier, biologiste, Ph. D.

MELCCFP, DGFa — 05-06-13-16

Simon Pelletier, technicien de la faune

MELCCFP, Service de la gestion des espèces et des habitats terrestres (SGEHT)

Collaboration

Félix Plante, biologiste, M. Sc.

MELCCFP, SCBMH

Révision

Laurie Bisson Gauthier, biologiste, M. Sc.

MELCCFP, SCBMH

Catherine Doucet, biologiste, M. Sc.

MELCCFP, SCBMH

Yohann Dubois, biologiste, M. Sc.
chef d'équipe, Division du rétablissement

MELCCFP, SCBMH

Christine Dumouchel, biologiste, M. Env.

MELCCFP, SCBMH

Anne-Marie Gosselin, biologiste
chef d'équipe, Division de la biodiversité

MELCCFP, SCBMH

Jason Samson, biologiste, Ph. D.

MELCCFP, SCBMH

Remerciements

Nous remercions Claudine Laurendeau pour son implication dans la production des versions précédentes du protocole. Nous remercions également les techniciens et les techniciennes de la faune ainsi que les biologistes des directions régionales de la gestion de la faune (DGFa) et de la Direction de l'expertise sur la faune terrestre, l'herpétofaune et l'avifaune (DEFTHA) du MELCCFP et les membres de l'Équipe de rétablissement des salamandres de ruisseaux du Québec qui ont lu et commenté ce recueil de protocoles.

Référence à citer

MINISTÈRE DE L'ENVIRONNEMENT, DE LA LUTTE CONTRE LES CHANGEMENTS CLIMATIQUES, DE LA FAUNE ET DES PARCS (2023). *Recueil des protocoles standardisés d'inventaires de salamandres de ruisseaux au Québec*, gouvernement du Québec, Québec, 47 p. + annexes.

Registre du document et des mises à jour

Date	Version	Nature du document/des modifications	Chargé(e)s de projet
2011	01	Première version officielle	Lyne Bouthillier
Mars 2014	02	Mise à jour	Lyne Bouthillier, Nathalie Tessier et Simon Pelletier
Mars 2015	03	Mise à jour	Lyne Bouthillier
Janvier 2018	04	Mise à jour	Lyne Bouthillier
Avril 2019	05	Mise à jour	Lyne Bouthillier et Marie-Hélène Fraser
Octobre 2021	06	Mise à jour — Références, notions d'écologie, viabilité, menaces, probabilité de détection, méthodologie	Patrick Charbonneau
Février 2023	07	Mise à jour et ajout du protocole pour l'ADNe	Patrick Charbonneau

Avant-propos

Ce document a été rédigé dans le but d'accompagner les biologistes et les techniciens de la faune du ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP), les consultants et les acteurs du milieu dans la réalisation d'inventaires de salamandres de ruisseaux. Il s'inspire des protocoles précédents (Bouthillier, 2011; ministère des Ressources naturelles [MRN], 2013; MFFP, 2015, 2018a et 2019) et bonifie l'information afin d'atteindre les objectifs du MELCCFP et de répondre à ses besoins en matière de conservation et de mise en valeur de la faune.

Ce document est un recueil de deux protocoles standardisés. Il présente la méthode d'inventaire traditionnelle de recherche active (*Protocole standardisé d'inventaires des salamandres de ruisseaux au Québec*) ainsi que la méthode d'inventaire par détection de l'acide désoxyribonucléique dans l'environnement (ADNe) (*Protocole standardisé d'inventaire des salamandres de ruisseaux à l'aide de l'ADNe au Québec*).

Les personnes qui réaliseront des inventaires doivent s'assurer d'utiliser une version à jour du présent document, accessible à l'adresse suivante :

https://mffp.gouv.qc.ca/documents/faune/PT_standardise_inventaire_salamandres.pdf

Par ailleurs, le présent recueil est destiné à être utilisé dans le cadre d'études d'impact ou d'autres projets nécessitant la détection des salamandres de ruisseaux. Dans ces situations, si des modifications devaient être apportées aux protocoles, le plan d'échantillonnage doit être approuvé par la Direction de la gestion de la faune (DGFa) de la région concernée (voir gouvernement du Québec [2023a] pour les adresses des bureaux régionaux).

Finalement, ce document vise à uniformiser l'information qui parvient au Centre de données sur le patrimoine naturel du Québec (CDPNQ), responsable de compiler les données d'inventaires des directions régionales, des consultants et des autres partenaires.

Table des matières

Introduction	1
Permis	2
Objectifs	2
Notions d'écologie	3
Cycle de vie	3
Répartition et habitats	4
Salamandre à deux lignes	4
Salamandre pourpre	6
Salamandre sombre des montagnes	8
Salamandre sombre du Nord	11
Domaine vital et déplacements	13
Salamandre à deux lignes	13
Salamandre pourpre	13
Déplacements en milieu terrestre	13
Déplacements en milieu aquatique	13
Salamandre sombre des montagnes	14
Salamandre sombre du Nord	14
Viabilité des occurrences	14
Menaces pesant sur les salamandres de ruisseaux	15
Limites et mises en garde	18
Choix de la méthode de détection	18
Probabilité de détection	18
Méthode traditionnelle d'inventaire – recherche active	18
ADNe	19
Espèces semblables	19
Propagation des maladies et des espèces exotiques envahissantes	20
Lavage du matériel	20
Désinfection du matériel	20
Matériel requis	21
Véhicules	21
Protocole standardisé d'inventaire des salamandres de ruisseaux au Québec	23
Matériel	23
Périodes d'inventaire	23
Effort	24

Technique d'inventaire	25
Choix des stations d'inventaire	25
Capture et manipulation des individus	25
Identification	25
Prise de données	26
Protocole standardisé d'inventaire des salamandres de ruisseaux à l'aide de l'ADNe au Québec	28
Méthodologie	28
Matériel	28
Période d'échantillonnage	28
Effort d'échantillonnage et nombre d'échantillons	29
Localisation fine des sites d'échantillonnage	29
Volume d'eau à échantillonner	29
Préparation du matériel avant les travaux sur le terrain	29
Paquets stériles à usage unique	29
Paquets réutilisables	31
Sacs de transport de filtre individuel	32
Pompe	32
Échantillonnage et filtration	32
Notes importantes	33
Note importante n° 1	33
Note importante n° 2	33
Note importante n° 3	33
Procédure d'échantillonnage	33
Procédure de filtration	34
Conservation des échantillons filtrés au laboratoire (filtres)	36
Désinfection du matériel post-échantillonnage	36
Notes importantes	37
Note importante n° 4	37
Note importante n° 5	37
Note importante n° 6	37
Matériel	37
Procédure de désinfection	37
Exigences et transfert des données, des échantillons et du matériel utilisé	38
Permis SEG	38
Norme à respecter pour les documents traitant de l'ADNe	38
Formulaire papier	38
Formulaire électronique	38

Échantillons pour l'analyse d'ADNe	39
Élimination du matériel en plastique souillé	39
Espèces exotiques envahissantes	39
Références	40
Annexe A Procédure abrégée — Recherche active	48
Annexe B Formulaire de prise de données — Inventaire des salamandres de ruisseaux	54
Annexe C Procédure abrégée — ADNe	57
Annexe D Formulaires de prise de données — Échantillonnage de l'ADNe pour la détection des salamandres de ruisseaux	62

Liste des tableaux

Tableau 1.	Espèces d'urodèles du Québec _____	1
Tableau 2.	Menaces pesant sur les salamandres de ruisseaux _____	15
Tableau 3.	Résumé des différentes méthodes de décontamination proposées dans le Guide des bonnes pratiques en milieu aquatique dans le but de prévenir l'introduction et la propagation d'espèces aquatiques envahissantes _____	21
Tableau 4.	Périodes d'inventaire et effort _____	24
Tableau 5.	Codes d'identification des urodèles du Québec _____	27

Liste des figures

Figure 1.	Cycle de vie des salamandres de ruisseaux _____	3
Figure 2.	Salamandre à deux lignes _____	4
Figure 3.	Aire de répartition de la salamandre à deux lignes au Québec _____	5
Figure 4.	Salamandre pourpre _____	6
Figure 5.	Aire de répartition de la salamandre pourpre au Québec _____	7
Figure 6.	Salamandre sombre des montagnes _____	8
Figure 7.	Aire de répartition de la salamandre sombre des montagnes au Québec _____	10
Figure 8.	Salamandre sombre du Nord _____	11
Figure 9.	Aire de répartition de la salamandre sombre du Nord au Québec _____	12
Figure 10.	Matériel de décontamination _____	21
Figure 11.	Paquet de filtration ADNe stérile à usage unique de marque Smith-Root _____	30
Figure 12.	Paquet de filtration ADNe stérile avec filtre autodessiccant intégré _____	30
Figure 13.	Paquet de filtration ADNe stérile réutilisable _____	31
Figure 14.	Préparation de la pompe avec l'ajout d'huile _____	32
Figure 15.	Exemples de perche avec porte-bouteille _____	34
Figure 16.	A) Installation du porte-filtre. B) Installation pour la filtration d'un échantillon d'eau. C) Cylindre gradué positionné en contrebas de la pompe _____	35
Figure 17.	A) Sac Whirl-PAKMC avec des billes de silice. B) Retrait et pliage du filtre avec une pince. C) Insertion du filtre dans une pochette de nylon, dans le sac Whirl-PAKMD _____	36

Introduction

Le Québec constitue la limite nord de la répartition de plusieurs espèces animales, ce qui est particulièrement le cas pour les salamandres. Au Québec, on trouve 10 espèces d'urodèles (tableau 1).

Tableau 1. Espèces d'urodèles du Québec

Nom commun	Nom scientifique	Espèce visée par le recueil (oui, non)
Famille des Protéidés		
Necture tacheté	<i>Necturus maculosus</i>	Non
Famille des Pléthodontidés		
Salamandre à deux lignes	<i>Eurycea bislineata</i>	Oui
Salamandre à quatre orteils	<i>Hemidactylium scutatum</i>	Non
Salamandre cendrée	<i>Plethodon cinereus</i>	Non
Salamandre pourpre	<i>Gyrinophilus porphyriticus</i>	Oui
Salamandre sombre des montagnes	<i>Desmognathus ochrophaeus</i>	Oui
Salamandre sombre du Nord	<i>Desmognathus fuscus</i>	Oui
Famille des Ambystomatidés		
Salamandre à points bleus	<i>Ambystoma laterale</i>	Non
Salamandre maculée	<i>Ambystoma maculatum</i>	Non
Famille des Salamandridés		
Triton vert	<i>Notophthalmus viridescens</i>	Non

Parmi celles-ci, quatre sont étroitement associées aux ruisseaux, qu'ils soient permanents ou intermittents : la salamandre sombre des montagnes, la salamandre sombre du Nord, la salamandre pourpre et la salamandre à deux lignes. Bien qu'elles diffèrent quant à leur répartition et à leur niche écologique, ces espèces dépendent toutes du maintien de la qualité des ruisseaux pour survivre (Jutras, 2003). Le recueil s'applique à ces quatre espèces (tableau 1).

En vertu de la *Loi sur les espèces menacées ou vulnérables* (LEMV) (RLRQ, c. E-12.01), la salamandre sombre des montagnes a été désignée menacée par le gouvernement du Québec, alors que la salamandre pourpre est considérée comme vulnérable (Gouvernement du Québec, 2023b). Les salamandres à quatre orteils et sombre du Nord sont susceptibles d'être désignées menacées ou vulnérables (Gouvernement du Québec, 2023b). Quant à la salamandre à deux lignes, elle n'a aucune désignation particulière au Québec pour le moment.

La salamandre à points bleus, la salamandre cendrée et la salamandre maculée sont davantage considérées comme des espèces forestières (Rodrigue et Desroches, 2018). Ces salamandres vivent en forêt (feuillues, mixtes ou résineuses, selon les espèces) lorsqu'elles sont adultes. Certaines vivront cependant dans des milieux humides et hydriques au cours d'un ou de plusieurs stades juvéniles. La salamandre cendrée est forestière durant toute sa vie, ce qui n'est pas le cas pour les salamandres maculées, à quatre orteils, à points bleus et le triton vert (Rodrigue et Desroches, 2018). Dans le cas du triton vert, seul le juvénile, parfois nommé « l'elfe rouge », est terrestre, alors que l'adulte vit dans les lacs, les étangs et certains cours d'eau (Rodrigue et Desroches, 2018). Le necture tacheté, quant à lui, fréquente

les grands cours d'eau, dont le fleuve Saint-Laurent; il ne vit pas dans les petits cours d'eau (Rodrique et Desroches, 2018).

Ces dernières espèces ne sont pas ciblées par ce recueil en raison de la faible probabilité de les trouver dans les ruisseaux. Toutefois, un recueil de protocoles standardisés spécifique à la salamandre à quatre orteils est disponible : *Recueil des protocoles standardisés d'inventaires de salamandres à quatre orteils au Québec* (MELCCFP, 2022). Aucun protocole standardisé n'existe actuellement pour les salamandres forestières (salamandre à points bleus, salamandre cendrée et salamandre maculée) ni pour les espèces aquatiques (necture tacheté et triton vert). Pour effectuer des inventaires avec d'autres méthodes ou sur les autres espèces, veuillez contacter la Direction de la gestion de la faune (DGFa) de la région concernée (consulter Gouvernement du Québec [2023a] pour les adresses des bureaux régionaux).

Permis

La réalisation d'inventaires suivant le présent recueil requiert l'obtention d'un permis délivré aux fins scientifiques, éducatives ou de gestion de la faune (SEG) au préalable en vertu de l'article 47 de *Loi sur la conservation et la mise en valeur de la faune* (LCMVF) (RLRQ, c. C -61.1) seulement si des individus sont capturés et manipulés. Toutefois, l'échantillonnage d'eau pour l'analyse d'ADNe ne nécessite pas de permis. La demande de permis SEG doit être adressée au bureau régional de la DGFa de la région concernée (Gouvernement du Québec, 2023a; 2023c). La DGFa analysera la demande et en déterminera l'acceptabilité.

Il est à noter que les permis SEG délivrés aux fins de gestion de la faune, en vertu de l'article 47 de la LCMVF, sont tarifés. Les permis délivrés à des fins scientifiques ou éducatives sont exclus de la tarification.

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. De plus, un projet qui implique la manipulation d'animaux à des fins scientifiques nécessite habituellement un certificat de bons soins aux animaux (CBSA) délivré par un comité affilié au Conseil canadien de protection des animaux (CCPA). Toutefois, dans le cadre du présent protocole, un inventaire dans un contexte de gestion de la faune nécessite un permis SEG, mais pas de CBSA.

Le ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP, ci-après nommé le Ministère) peut assortir un permis SEG de toute condition concernant la manière dont les données à des fins scientifiques, éducatives ou de gestion de la faune doivent être communiquées. Ainsi, le titulaire d'un permis SEG est obligé de transmettre au Ministère les données brutes recueillies (stations de capture et leurs coordonnées géographiques, description du matériel et de la méthode de capture utilisée, nombre de spécimens par station, par date, par engin et par espèce, y compris les captures accidentelles) dans un fichier gabarit (de type Excel). Ces données pourront ensuite être colligées dans la banque source par le Ministère (p. ex., Banque d'observations sur les reptiles et amphibiens du Québec [BORAQ]) 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 salamandres de ruisseaux.

Objectifs

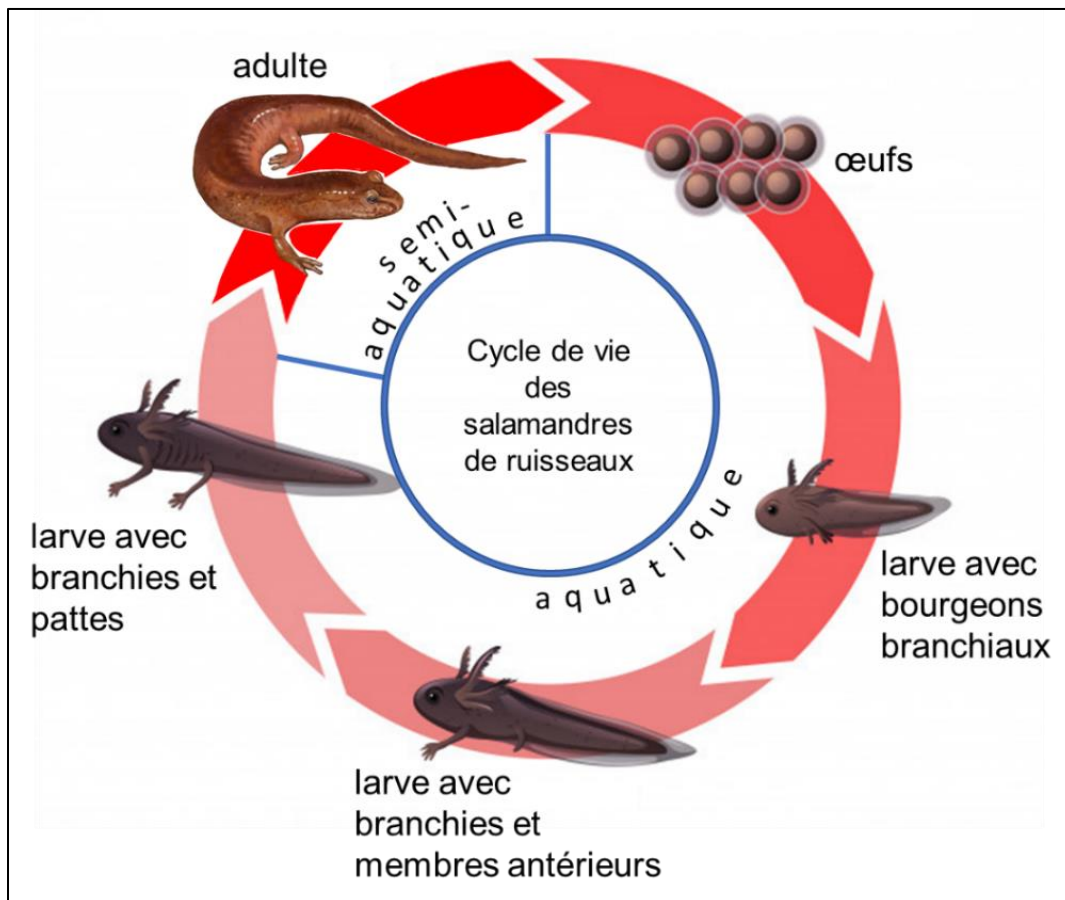
Les méthodologies du présent recueil visent à :

- confirmer la présence des espèces de salamandres de ruisseaux afin d'en tenir compte dans le cadre d'évaluations environnementales de projets pouvant avoir des répercussions sur celles-ci ou leurs habitats;
- fournir un indice standardisé de capture par unité d'effort, basé sur un nombre de structures soulevées et une taille de parcelle standard;
- améliorer les connaissances sur la répartition des espèces de salamandres de ruisseaux.

Notions d'écologie

Cycle de vie

Les salamandres de ruisseaux vivent dans les cours d'eau, les dépressions humides et les sources qui jaillissent à flanc de colline. Pendant une période de sécheresse, certaines espèces peuvent s'enfouir jusqu'à 90 cm dans le sol afin de trouver l'humidité essentielle à leur survie. En saison humide, les salamandres s'aventurent parfois à quelques mètres des ruisseaux. Les salamandres juvéniles vivent quant à elles uniquement dans l'eau et respirent à l'aide de branchies, qui disparaissent à l'âge adulte (figure 1).



Adapté de : blueringmedia; traduction libre. Salamandre pourpre © Claude Thivierge

Figure 1. Cycle de vie des salamandres de ruisseaux

La période de reproduction est au printemps et à l'automne, selon les espèces (Rodrigue et Desroches, 2018). Les salamandres se déplacent vers leur lieu de ponte, généralement constitué de milieux humides. Elles peuvent demeurer en place jusqu'à l'éclosion des œufs. Les larves se transformeront quelques fois avant d'atteindre le stade adulte (Rodrigue et Desroches, 2018).

Les salamandres de ruisseaux sont généralement confinées à la partie supérieure des ruisseaux, là où l'eau s'écoule par intermittence ou non. Les ruisseaux intermittents leur servent de sites de ponte, d'abris pour se protéger des prédateurs et d'endroits où se nourrir de petits invertébrés (larves, insectes, vers, etc.) (Jutras, 2003). Les salamandres de ruisseaux semblent être moins abondantes dans les parties plus basses, où l'absence de barrières physiques permet l'accès à certains prédateurs, dont l'omble de fontaine

(*Salvelinus fontinalis*). D'autres animaux peuvent se nourrir de salamandres comme les écrevisses (Dubé et Desroches, 2007), les couleuvres et les oiseaux. Pour ce qui est de la salamandre pourpre, elle peut parfois devenir un prédateur pour ses congénères de plus petite taille (Rodrigue et Desroches, 2018). À l'approche de la saison froide, les salamandres de ruisseaux s'enfouissent dans le sol ou dans les interstices de la roche-mère afin d'hiverner à l'abri du gel (Rodrigue et Desroches, 2018).

Répartition et habitats

Les salamandres abondent généralement dans les habitats forestiers et aquatiques. Les densités de larves peuvent atteindre 2 à 3 individus/m², alors que la densité des adultes serait de 1 à 2 individus/m² sur le sol forestier et le lit des ruisseaux (Petranka, 2010).

Les textes qui suivent traitent des salamandres de ruisseaux du Québec, dont les espèces en situation précaire qui sont désignées ou susceptibles d'être désignées en vertu de la LEMV.

Salamandre à deux lignes

La salamandre à deux lignes (figure 2) est très commune au Québec. Sa répartition atteint la baie James, jusqu'au 52e parallèle Nord et le 54e parallèle dans le Nord-du-Québec (Rodrigue et Desroches, 2018; figure 3). Toutefois, son abondance se concentre dans les Appalaches et à certains endroits du Bouclier canadien. Elle fréquente les cours d'eau et les lacs dont les rives sont composées de pierres (Rodrigue et Desroches, 2018).



Figure 2. Salamandre à deux lignes

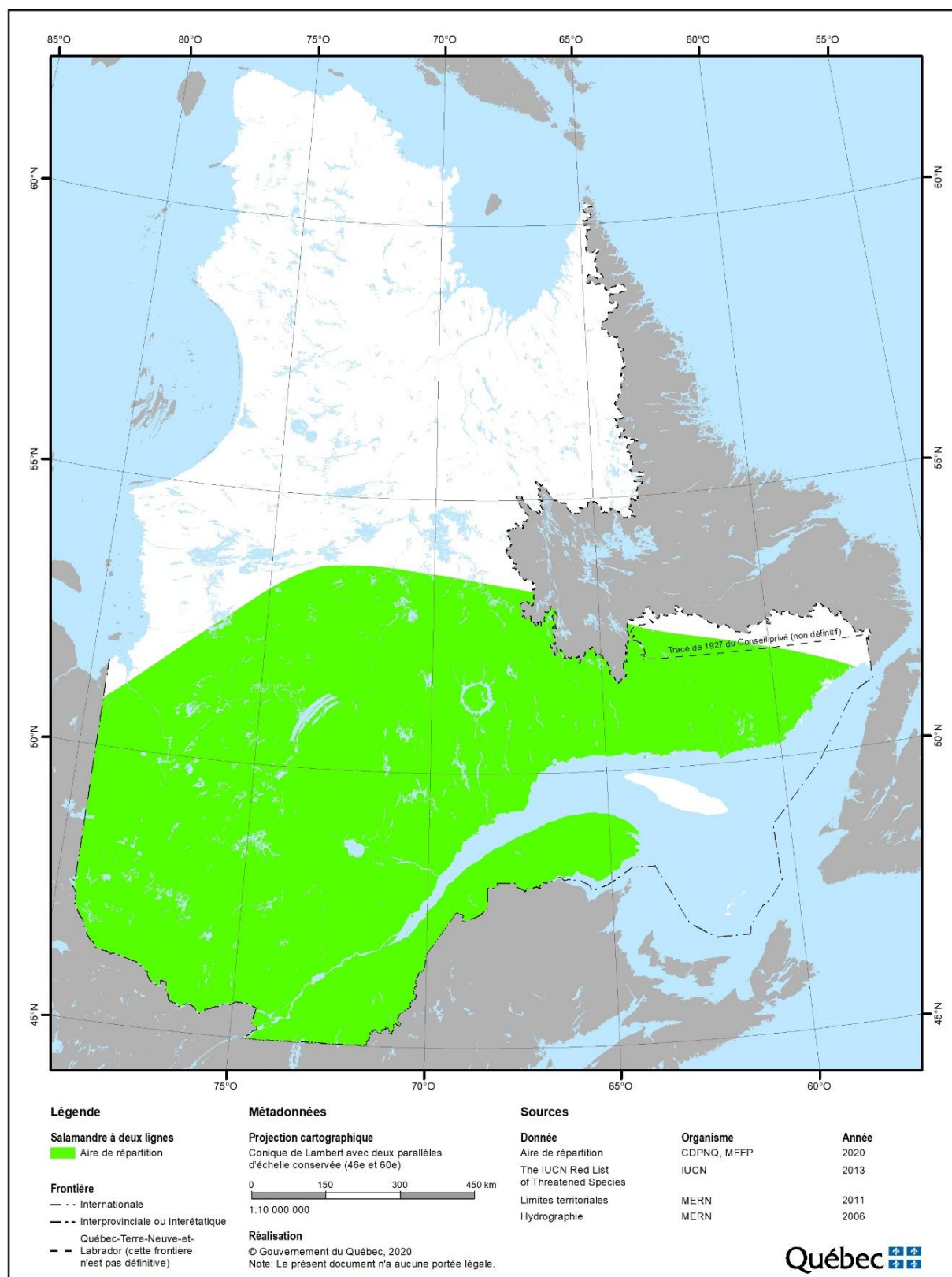


Figure 3. Aire de répartition de la salamandre à deux lignes au Québec

Salamandre pourpre

La salamandre pourpre (figure 4) peut atteindre plus de 20 cm de long, ce qui en fait la plus grande de nos salamandres de ruisseaux (Rodrigue et Desroches, 2018). Adulte, elle est un prédateur pour les autres salamandres et pour sa propre espèce (Bonin, 1999; Boutin, 2006; Petranksa, 2010; Rodrigue et Desroches, 2018). Il s'agit d'une espèce essentiellement aquatique; les adultes demeurent habituellement dans le ruisseau ou en bordure de celui-ci (Boutin, 2006; Rodrigue et Desroches, 2018). Le stade larvaire, de 3 à 6 ans, requiert des cours d'eau permanents et une eau bien oxygénée (Bonin, 1999).



Figure 4. Salamandre pourpre

Au Québec, la salamandre pourpre s'observe uniquement au sud du Saint-Laurent (figure 5). L'aire de répartition de cette salamandre se partage en deux secteurs distincts situés de part et d'autre du bassin de la rivière Richelieu (Bider et Matte, 1994; Bonin 1999). Le secteur situé à l'ouest occupe la portion nord des Adirondacks, à Covey Hill, et couvre environ 200 km². À l'est, l'espèce fréquente les ruisseaux des Appalaches et de quelques collines montérégiennes, sur un territoire plus étendu, mais discontinu (Bider et Matte, 1994; Bonin, 1999; Rodrigue et Desroches, 2018), dont de nouvelles mentions à l'est de la rivière Chaudière (Équipe de rétablissement des salamandres de ruisseaux du Québec, 2021). Par ailleurs, l'existence de salamandre pourpre au Québec est unique au Canada. En effet, la salamandre pourpre a été identifiée de source sûre en Ontario en 1877, dans la région de Niagara. L'espèce n'a pas été rapportée en Ontario depuis, malgré de nombreux inventaires. Le gouvernement de l'Ontario (2018) suppose que cette espèce a disparu de son territoire.

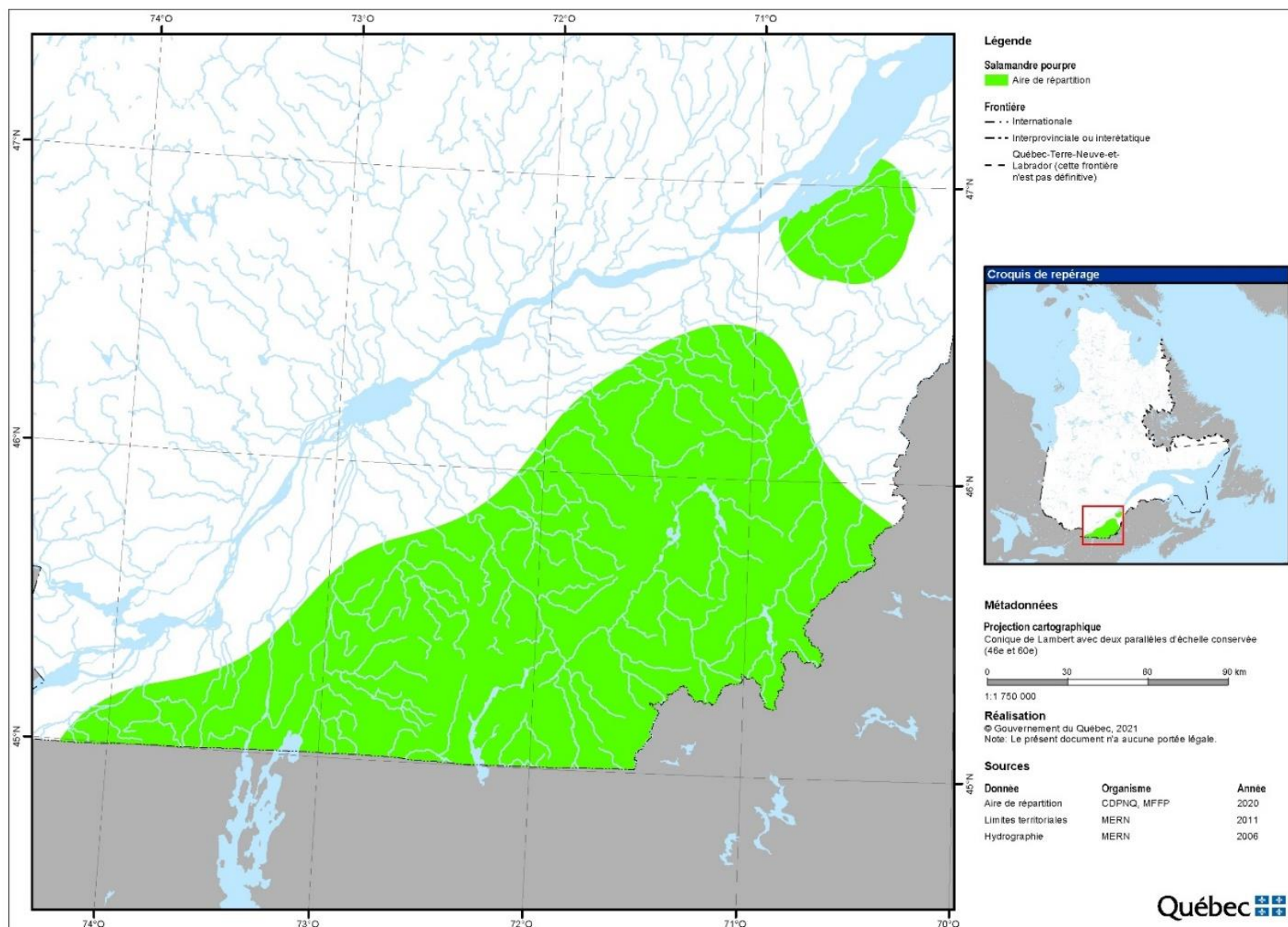


Figure 5. Aire de répartition de la salamandre pourpre au Québec

Cette salamandre vit dans les ruisseaux forestiers permanents aux eaux claires et froides, en région montagneuse à une altitude supérieure à 100 m (Bider et Matte, 1994; Petranka, 2010; Rodrigue et Desroches, 2018). Elle semble plus abondante à la tête des ruisseaux et dans les sections où affleurent les roches plates, notamment le calcaire (Bishop, 1941; Bonin, 1999; Lowe et Bolger, 2002; Rodrigue et Desroches, 2018). La présence d'abris est aussi une caractéristique importante de l'habitat.

Essentiellement nocturne, la salamandre pourpre circule sur la terre ferme durant les nuits pluvieuses ou en suivant les zones humides comme les fossés en bordure des chemins (Bonin, 1999; Rodrigue et Desroches, 2018). Durant l'hiver, larves et adultes s'installent là où l'eau ne gèle pas, fort probablement au fond des ruisseaux ou dans des cavités sous les rives (Bonin, 1999; Rodrigue et Desroches, 2018). Les sources localisées en zone d'affleurement rocheux pourraient être propices pour l'hibernation (Bonin, 1999).

Salamandre sombre des montagnes

La répartition nord-américaine de la salamandre sombre des montagnes (figure 6) est plutôt restreinte et se limite aux régions montagneuses de l'est (figure 7; Bider et Matte, 1994; Alvo et Bonin, 2003). Au Québec, cette salamandre se trouve uniquement dans les contreforts des Adirondacks, plus précisément dans la région de Covey Hill, en Montérégie (Sharbel et Bonin, 1992; Bider et Matte, 1994; Alvo et Bonin, 2003; Environnement Canada, 2014). Les populations fréquentant les têtes de bassins versants du côté québécois ne peuvent probablement pas échanger d'individus avec le côté américain, puisque les conditions environnementales pour traverser cette zone sont potentiellement extrêmes (ministère des Ressources naturelles et de la Faune du Québec et Conservation de la Nature Canada [MRNF et CNC], 2012).



Figure 6. Salamandre sombre des montagnes

Cette salamandre est très rare au Québec (Rodrigue et Desroches, 2018). Les premières mentions datent de 1988; des inventaires réalisés en 1992, en 1998 et au début des années 2000 ont permis de découvrir de nouveaux sites, tous en Montérégie (Alvo et Bonin, 2003). L'aire de répartition québécoise connue s'étend sur environ 50 km² et pourrait atteindre une centaine de kilomètres carrés (Alvo et Bonin, 2003). L'ensemble de la répartition connue se trouve sur des terres privées, dans les municipalités de Franklin et de Havelock (Frenette, 2008). L'espèce a également été observée dans la région des gorges du Niagara, en Ontario (Boutin, 2006).

Cette salamandre semble préférer les petits ruisseaux, les sources et les résurgences situés en milieu forestier en altitude (Bider et Matte, 1994; Alvo et Bonin, 2003; Rodrigue et Desroches, 2018). Les femelles déposent leurs œufs sous des roches, des débris ligneux ou dans de petites dépressions dans le sol (Boutin, 2006; Rodrigue et Desroches, 2018). Ces milieux aquatiques contiennent des eaux fraîches de qualité ainsi que de nombreux abris. En été, les individus utilisent également les milieux terrestres qui bordent les ruisseaux et les résurgences (Environnement Canada, 2014). L'hiver, elle recherche les sources ou les ruisseaux et s'installe dans le sol ou sous les pierres, les mousses ou les feuilles, aux endroits où le sol est saturé d'eau; les individus se regroupent parfois pendant la saison froide (Bider et Matte, 1994; Alvo et Bonin, 2003; Rodrigue et Desroches, 2018).

Les habitats non propices à l'espèce sont les milieux secs, les milieux où les conditions hydrologiques sont altérées par l'activité humaine et la pollution (Alvo et Bonin, 2003).

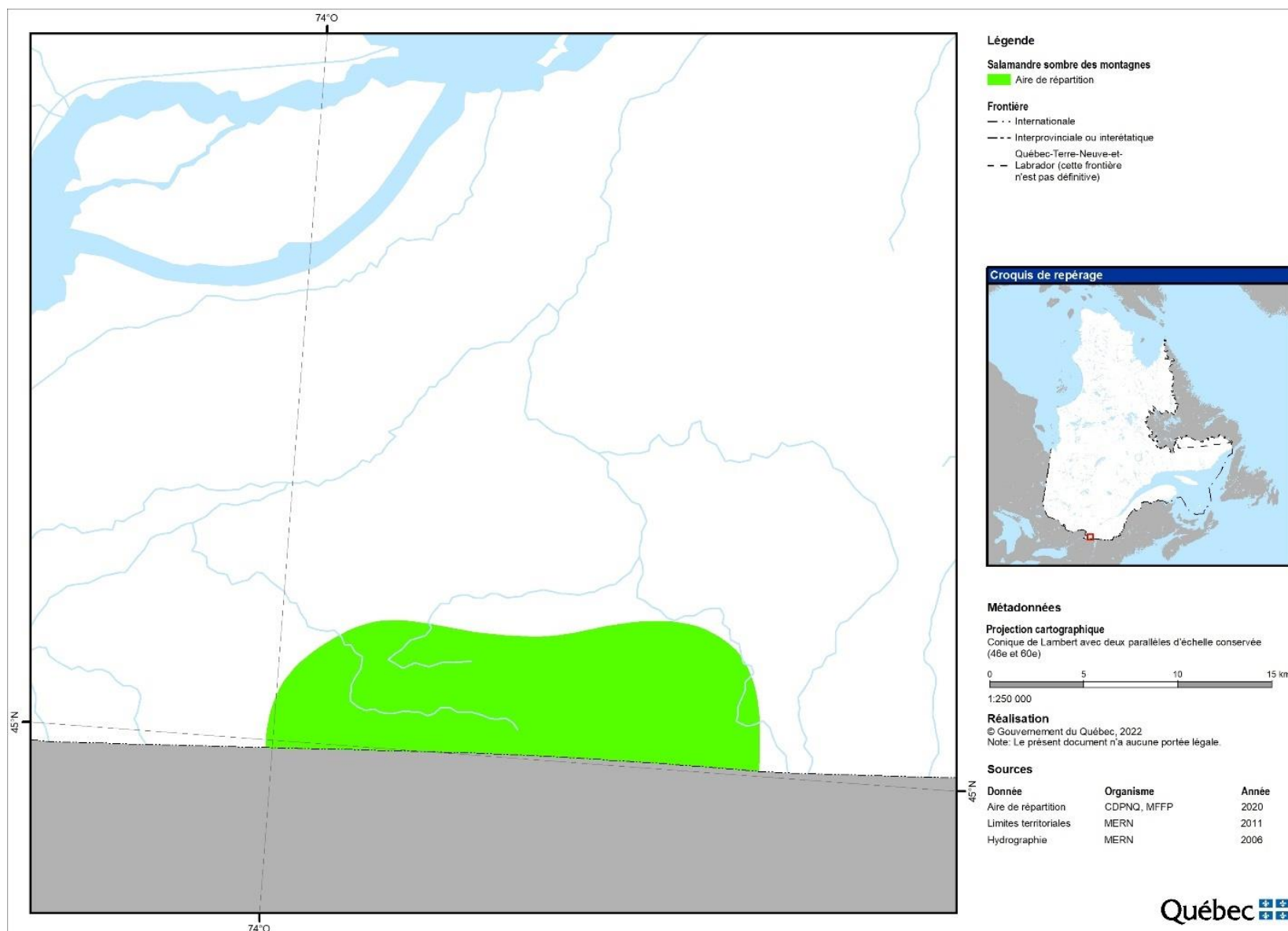


Figure 7. Aire de répartition de la salamandre sombre des montagnes au Québec

Salamandre sombre du Nord

Au Québec, la salamandre sombre du Nord (figure 8) est principalement trouvée au sud du fleuve Saint-Laurent, dans les montagnes appalachiennes, dans quelques collines montérégiennes et dans quelques secteurs des plaines environnantes (figure 9; Bider et Matte, 1994). La répartition connue de l'espèce est continuellement en expansion en raison du nombre croissant d'observations (Rodrigue et Desroches, 2018). Depuis 1991, quelques mentions rapportent la présence de l'espèce au nord du fleuve, ce qui constituerait la limite nord de son aire de répartition (Bider et Matte, 1994; Bonin, 1999; Rodrigue et Desroches, 2018). De nouvelles mentions sont d'ailleurs ajoutées chaque année.

Cette espèce fréquente surtout les sources intermittentes et les zones de suintement (Organ, 1961; Rutherford et coll., 2004; Comité sur la situation des espèces en péril au Canada [COSEPAC], 2012). Elle serait caractéristique des cours d'eau intermittents, particulièrement en milieu forestier (COSEPAC, 2012; Rodrigue et Desroches, 2018). Elle serait associée aux ruisseaux dont le débit est plutôt lent (Boutin, 2006). Les dépôts argileux et vaseux semblent être des éléments importants pour les terriers individuels. Les roches, les débris ligneux et les mousses peuvent servir d'abris ou de sites pour déposer les œufs (Bider et Matte, 1994; Bonin, 1999; Boutin, 2006; COSEPAC, 2012).

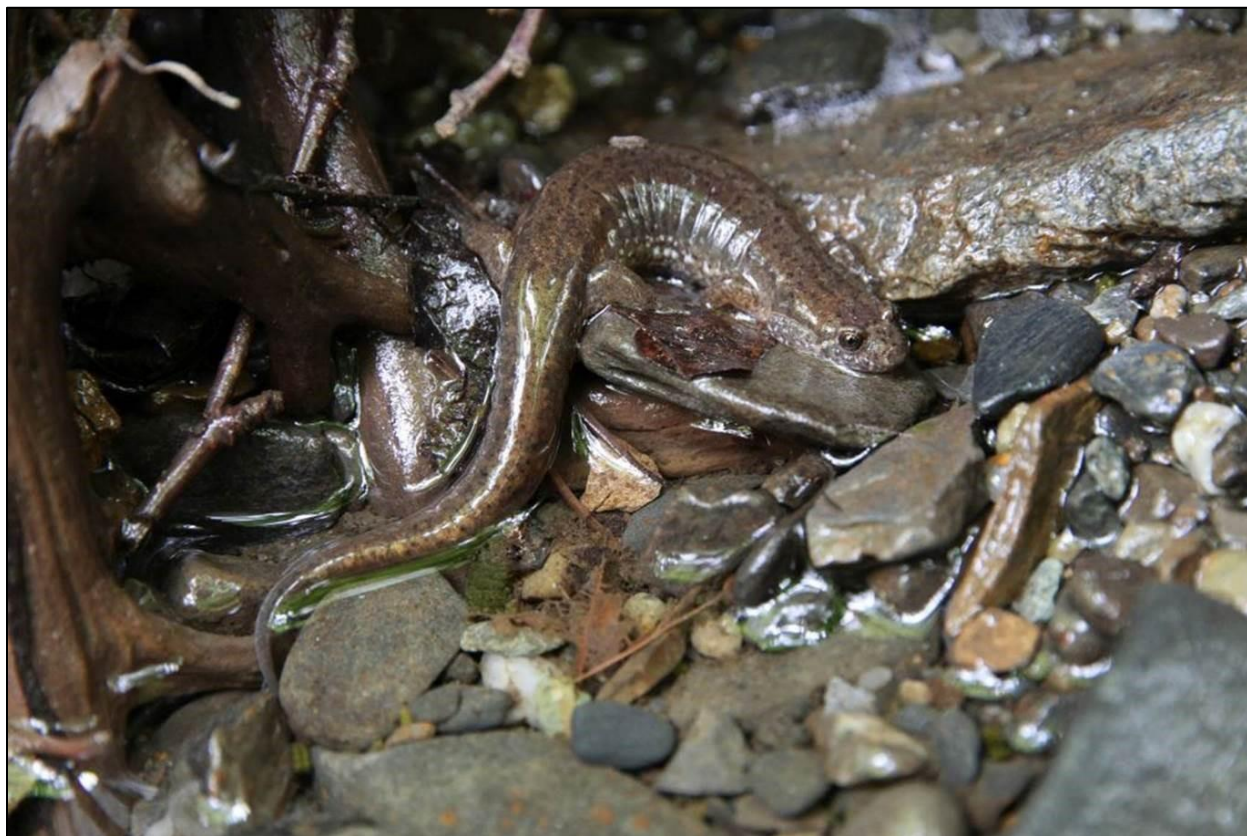


Figure 8. Salamandre sombre du Nord

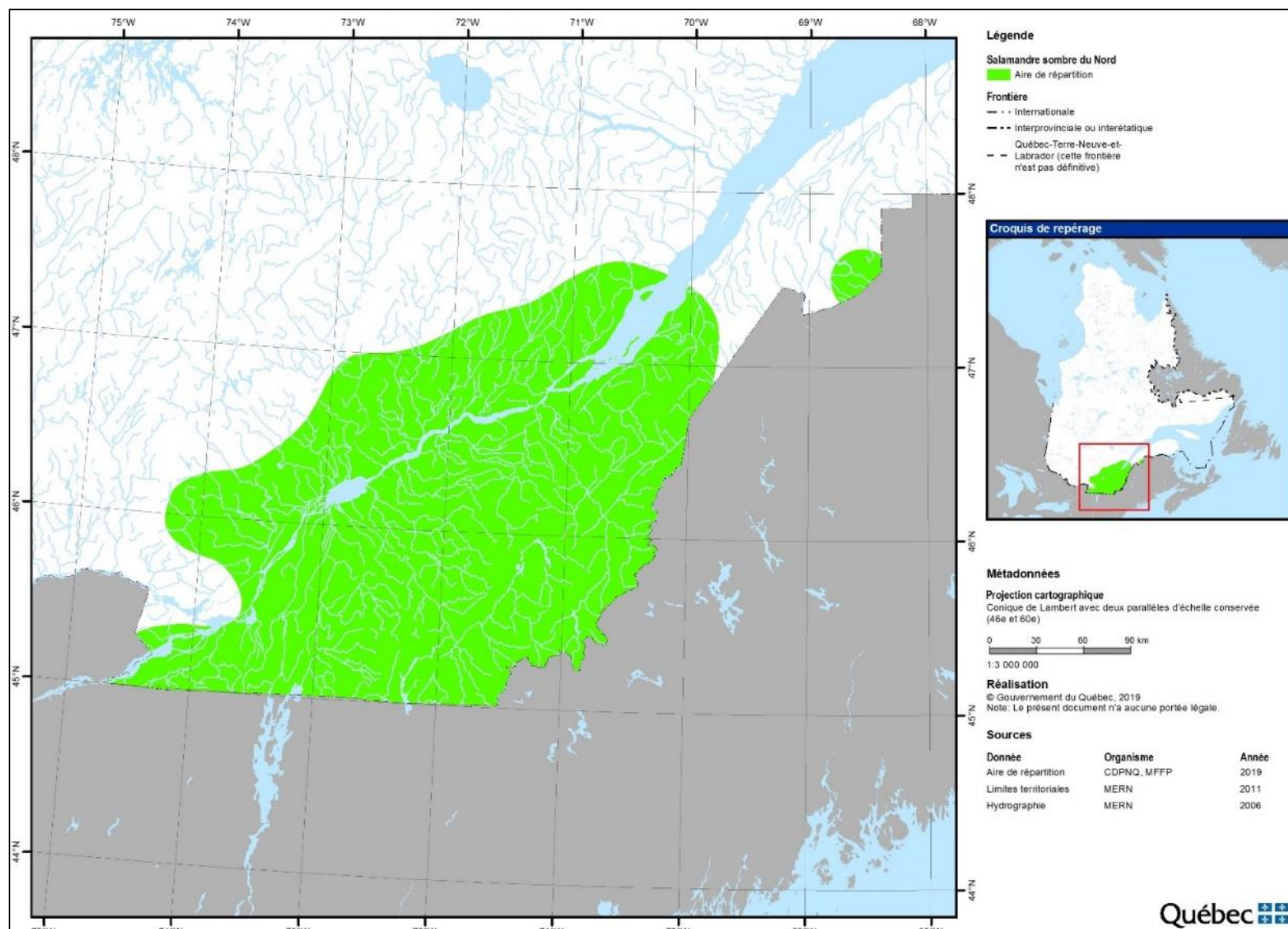


Figure 9. Aire de répartition de la salamandre sombre du Nord au Québec

Domaine vital et déplacements

Plusieurs espèces de salamandres se déplacent saisonnièrement en milieu terrestre. En plus des migrations liées à la reproduction, des déplacements peuvent être associés à la métamorphose, à des mouvements restreints à un territoire et à des mouvements vers les sites d'hivernage (Petranka, 2010; Rodrigue et Desroches, 2018).

Salamandre à deux lignes

Le domaine vital de la salamandre à deux lignes n'est pas connu (Rodrigue et Desroches, 2018). Les juvéniles et les adultes peuvent se déplacer en forêt et s'éloigner des cours d'eau sur plus de 100 m (Petranka, 2010). Cependant, les adultes se trouvent principalement près des cours d'eau ou dans l'eau (Rodrigue et Desroches, 2018).

Selon MacCulloch et Bider (1975) et Crépin (2001), des déplacements saisonniers sont observés chez la salamandre à deux lignes. Ces déplacements diffèrent en fonction de l'état de développement des individus : une migration post-reproductrice (adultes et juvéniles) orientée vers la forêt en juin, une migration post-métamorphose (juvéniles) orientée vers la forêt au mois d'août et une migration en direction du cours d'eau (adultes et juvéniles) au cours des mois de septembre et d'octobre. Crépin (2001) a observé que les précipitations ont un effet stimulant sur les déplacements et que la température moyenne nocturne influence l'ampleur des mouvements. Les déplacements se feraient principalement la nuit (MacCulloch et Bider, 1975).

Salamandre pourpre

L'étendue du domaine vital de la salamandre pourpre est mal connue (Rodrigue et Desroches, 2018). Saint-Germain (2014) l'évalue à environ 0,5 ha (5 000 m²).

Déplacements en milieu terrestre

Les adultes peuvent s'éloigner du cours d'eau la nuit pour utiliser des habitats terrestres situés jusqu'à 28 m de l'eau, quoique généralement restreints à moins de 3 m (Bruce, 1978; Lowe et coll., 2006b; Lowe et McPeck, 2012). À l'occasion, des individus peuvent être observés loin de l'eau, sur le sol forestier (Petranka, 2010). Ces déplacements terrestres sont habituellement effectués dans des habitats humides (Bonin, 1991 et 1999; Rodrigue et Desroches, 2018) et dépendraient du stade de succession de la forêt de même que de l'abondance des proies terrestres (Greene et coll., 2008). Les déplacements en milieu terrestre liés à l'alimentation sont également bien documentés (DeGraaf et Rudis, 1990; Bonin, 1991; Lowe et Bolger, 2002; Lowe et coll., 2005; Petranka et Smith, 2005; Greene et coll., 2008; Petranka, 2010). Grover et Wilbur (2002) ont créé des résurgences à des distances de 3 m, 15 m et à plus de 30 m de ruisseaux ou de résurgences naturelles et ont constaté que la salamandre pourpre colonisait les résurgences artificielles à 3 m et 15 m, mais étaient rares ou absentes à plus de 30 m. Green et coll. (2008) ont trouvé des salamandres pourpres jusqu'à 10 m d'un cours d'eau. Perkins et Hunter (2006) ont, quant à eux, capturé des salamandres pourpres à une distance maximale de 18 m d'un cours d'eau. La distance maximale en milieu terrestre rapportée dans la littérature pour cette espèce est de 28 m (Petranka et Smith, 2005).

Déplacements en milieu aquatique

La salamandre pourpre peut se déplacer sur d'assez longues distances pendant plusieurs mois à quelques années, mais elle est généralement sédentaire. Les rares déplacements de longue distance s'effectuent généralement vers l'amont et sont vraisemblablement amorcés en réponse à des conditions locales défavorables (Lowe, 2003; Lowe et coll., 2006a). Le potentiel de déplacement journalier de la salamandre pourpre est d'environ 9 m (Rudis, 1984). En milieu aquatique, des déplacements moyens de l'ordre de 9,1 m ont été observés, la majorité étant de moins de 1 m (Lowe, 2003). Ce même auteur a également noté des déplacements occasionnels vers l'amont de plus de 100 m (huit observations) et un déplacement de

484 m sur trois ans (une observation), alors que les déplacements vers l'aval n'excédaient pas 85 m. Lowe et coll. (2006a), Lowe (2010) et Lowe et McPeck (2012) ont noté des déplacements vers l'amont de 565 m sur six ans.

Salamandre sombre des montagnes

En raison de son caractère territorial, le domaine vital de la salamandre sombre des montagnes est plutôt petit; il correspond généralement à environ 1 m² (Boutin, 2006; Rodrigue et Desroches, 2018). L'étendue des déplacements de cette espèce au Québec est peu connue (Environnement Canada, 2014). Néanmoins, les déplacements entre des captures successives ont été documentés et varieraient de 41 à 47 cm (avec un maximum de 1,7 m) sur des parois rocheuses en altitude près des Highlands de la Caroline du Nord (Huheey et Brandon, 1973). Toutefois, Rodrigue et Desroches (2018) mentionnent que l'espèce est connue pour parcourir de longues distances au sol. La salamandre sombre des montagnes est la plus terrestre des salamandres de ruisseaux du Québec (COSEPAC, 2007). Il semble en effet qu'elle se retrouve généralement à une plus grande distance d'un point d'eau (Petranka, 2010) et sur des substrats plus secs (Boutin, 2006) que les autres espèces de salamandres associées au cours d'eau. D'ailleurs, une salamandre sombre des montagnes a été observée à 75 m d'un plan d'eau en période estivale (Organ, 1961; Alvo et Bonin, 2003; Desrosiers, 2003). Hairston (1949) a aussi observé des spécimens de salamandres sombres des montagnes à plus de 61 m des cours d'eau. Quant à eux, Petranka et Smith (2005) ont trouvé des salamandres sombres des montagnes à des distances variant de 32 à 36 m d'un cours d'eau, même si environ 90 % des captures ont été réalisées à moins de 20 m du cours d'eau. Des déplacements d'individus à 30 m de leurs territoires ont démontré que 25 % des salamandres retournaient à leur territoire respectif (Holomuzki, 1982). L'espèce est bien adaptée aux déplacements : ses pattes postérieures sont larges, ce qui est adéquat pour le saut (MRNF, 2008). L'espèce demeure tout de même obligatoirement liée à une source d'eau (COSEPAC, 2007).

Salamandre sombre du Nord

La salamandre sombre du Nord possède un domaine vital très restreint; celui-ci couvrirait quelques mètres carrés, soit de 0,1 à près de 3,60 m² (COSEPAC, 2012; Rodrigue et Desroches, 2018), mais il pourrait atteindre jusqu'à 114,5 m² (Barbour et coll., 1969). Cette espèce parcourrait généralement de 2 à 5 m; on a toutefois observé un déplacement de 17,1 m en 24 heures (Barbour et coll., 1969). Selon Rodrigue et Desroches (2018), certains individus auraient parcouru 10 m en une semaine et les femelles seraient capables de retrouver leur nid après un déplacement de 32 m. L'espèce s'éloignerait un peu plus du cours d'eau durant les périodes chaudes et humides (Bonin, 1999; Rodrigue et Desroches, 2018). Sur deux ans, la plupart des adultes restent dans un rayon de 15 m d'un cours d'eau (COSEPAC, 2012). Des individus seraient retournés dans leur territoire après en avoir été éloignés de 30 m (COSEPAC, 2012).

Viabilité des occurrences

Les populations de salamandres de ruisseaux en situation précaire du Québec sont suivies par le CDPNQ. Les occurrences y sont colligées et analysées en fonction de la 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 estimée à la suite de l'évaluation dans la clé décisionnelle de NatureServe des facteurs qui y sont limitants pour l'espèce (Hammerson et coll., 2020). De ces facteurs limitants, certains peuvent être inférés par géomatique à l'échelle du paysage, mais d'autres doivent être documentées sur le terrain lorsque l'information n'est pas disponible, est incomplète ou incohérente. C'est le cas notamment de nombreuses données de microhabitat dont la survie d'une population peut dépendre, mais pour lesquelles très peu d'information est disponible. Ces données doivent donc être recueillies par les équipes de terrain de façon à améliorer le suivi des populations et à documenter, dans les occurrences, les paramètres qui sont importants pour la survie de l'espèce.

La répartition des salamandres de ruisseaux serait favorisée par les facteurs naturels suivants :

- un ruisseau permanent;
- des résurgences (en milieu forestier);
- l'humidité de l'habitat;
- la qualité de l'eau, notamment sa faible turbidité;
- un couvert forestier;
- le type de substrat du cours d'eau, comportant des abris (roche de plus de 6 cm, débris de bois, etc.);
- le type d'écoulement.

Menaces pesant sur les salamandres de ruisseaux

L'analyse des menaces du Ministère se base sur la *Classification standardisée des menaces affectant la biodiversité* (MFFP, 2021a) pour lesquelles des indicateurs concrets ont été définis afin de faciliter leur documentation sur le terrain. Comme pour l'analyse de la viabilité, de nombreux outils géomatiques permettent une analyse à l'échelle du territoire, mais plusieurs menaces doivent être documentées par des observations sur le terrain.

La documentation des menaces sur le terrain vise à déterminer des enjeux pour les salamandres de ruisseaux au cours des inventaires. De ce fait, l'observation des menaces dans le cadre des inventaires courants ne requiert pas une analyse compliquée, mais permettra de répertorier des besoins ponctuels et de brosser un profil de l'incidence de ces menaces relatives aux occurrences.

Plusieurs menaces planent sur les populations de salamandres de ruisseaux. Cependant, ces dernières ne sont pas toutes visibles sur le terrain (p. ex., un rabattement de la nappe phréatique). Les menaces documentées par le protocole et le formulaire de terrain ne comprennent que les menaces pour lesquelles l'information sur le terrain est essentielle et détectable par les observateurs. Puisque ses habitats sont souvent détruits pour la construction d'habitations, par les coupes forestières ou le remblai pour l'agriculture, la situation des salamandres de ruisseaux est précaire au Québec.

Les menaces qui pèsent sur les espèces de salamandres de ruisseaux ont été classées selon la classification du Ministère (MFFP, 2021a). Elles comprennent plusieurs activités anthropiques qui peuvent induire un stress chez les individus (p. ex., blessures et mort) ou l'habitat (p. ex., conversion des terres, dégradation, fragmentation) (tableau 2). Les menaces à répertorier sur le terrain sont décrites à l'aide d'indicateurs qui sont suivis sur le terrain, pendant l'inventaire (en bleu dans le tableau 2). Elles ne nécessitent pas une recherche exhaustive; seules les menaces facilement identifiables et évidentes doivent être notées.

Tableau 2. Menaces pesant sur les salamandres de ruisseaux

ID	Menace	Indicateurs suivis sur le terrain
1.1.1	Zones résidentielles et urbaines denses	Des remblais/déblais récents provenant d'un chantier résidentiel menacent l'intégrité de l'habitat ou les individus
1.1.2	Zones résidentielles à faible densité	
1.2.1	Zones commerciales et industrielles	Des remblais/déblais récents provenant d'un chantier industriel ou commercial menacent l'intégrité de l'habitat ou les individus
1.3.1	Parcs et terrains de sport	
1.3.2	Terrains de camping	
1.3.3	Stations de ski	

Tableau 2. Menaces pesant sur les salamandres de ruisseaux (suite)

ID	Menace	Indicateurs suivis sur le terrain
1.3.4	Sentiers récréatifs	Sentiers aménagés dans l'habitat utilisé par l'espèce
2.1.1	Agriculture de type annuelle (grandes cultures)	
2.1.3	Agriculture autre	
2.2.1	Production de bois de pulpe	
2.2.2	Plantations d'arbres d'ornement	
2.3.1	Élevage extensif extérieur (sur pâtures)	Les animaux d'élevage ont accès directement au cours d'eau, traces de sabot et piétinement du lit du cours d'eau
3.2.2	Mines à ciel ouvert	Effluent minier se déverse dans le cours d'eau
3.2.3	Carrières et sablières	
3.2.4	Récolte de la tourbe	Prélèvement commercial de la tourbe dans l'habitat
3.3.1	Barrages hydroélectriques	
3.3.2	Parcs éoliens	
4.1.3	Ponts	
4.2.1	Lignes de transport d'énergie et de services	
5.3.1	Retrait total du couvert forestier	Retrait total récent du couvert forestier dans l'habitat de l'espèce
5.3.2	Retrait partiel du couvert forestier	Travaux de foresterie impliquant l'ouverture de la canopée et le retrait partiel des arbres
6.1.1	Véhicules motorisés	Passage de véhicules récréatifs (VTT, motocross, motoneige), présence de sentiers ou d'ornières de véhicules récréatifs, blessure/mortalité liée à une collision avec un véhicule motorisé récréatif.
7.2.1	Gestion du niveau de l'eau par barrage	
7.2.3	Gestion de l'eau par ponceau	Ponceau mal construit ou endommagé (engendrant une discontinuité ou de l'érosion)
7.2.4	Drainage en milieu agricole	Canaux de drainage en milieu agricole, fossés drainant l'habitat
7.2.5	Drainage en milieu forestier	Canaux de drainage en milieu forestier, fossés drainant l'habitat
7.2.6	Prélèvement des eaux de surface	Tuyaux de prélèvement de l'eau, déviation du cours d'eau (réservoir, lac artificiel)
7.2.7	Prélèvement des eaux souterraines	
7.3.3	Érosion et sédimentation naturelles	Des processus naturels d'érosion et de sédimentation menacent l'intégrité de l'habitat.
8.1.2. 809	<i>Rhamnus cathartica</i> (nerprun cathartique)	Présence du nerprun (<i>Rhamnus sp.</i>) dans l'habitat.
8.1.3. 1226	<i>Salvelinus fontinalis</i> (omble de fontaine)	

Tableau 2. Menaces pesant sur les salamandres de ruisseaux (suite)

ID	Menace	Indicateurs suivis sur le terrain
8.2.5	Augmentation de la prédation par les mésoprédateurs	Blessures/mortalités liées à la prédation, mésoprédateurs natifs observés sur le terrain (p. ex., raton laveur)
8.2.7	Ectoparasites	Présence d'ectoparasites sur l'individu (p. ex., sangsue).
8.2.8	Compétition interspécifique avec une espèce favorisée	
8.4.3	Agent pathogène fongique	Individus malades ou morts présentant des symptômes associés à une infection fongique (p. ex., apathie, décoloration, lésions cutanées, taches noires)
9.1.1	Eaux usées domestiques	
9.1.2	Effluents urbains	
9.2.1	Déversement d'hydrocarbures	Déversement manifeste d'hydrocarbure (p. ex., huile à moteur, mazout, autres produits pétroliers liquides), odeur d'essence
9.3.1	Charge de nutriments	
9.3.2	Érosion du sol, sédimentation	Eau souillée, boue ou sédiments provenant d'une activité humaine (p. ex., réseau routier, chemins forestiers, agricoles)
9.3.3	Herbicides et pesticides	
11.3.1	Vagues de chaleur	Vagues de chaleur extrêmes pendant l'inventaire (au-dessus des normales saisonnières)
11.4.2	Sécheresse	Stress hydrique subi par l'espèce ou son habitat, causé par un manque de précipitations (en deçà des normales saisonnières), cours d'eau asséché

Limites et mises en garde

Choix de la méthode de détection

Le choix de la méthode à employer dépend de l'expérience de l'équipe de terrain pour trouver des salamandres de ruisseaux ou échantillonner de l'eau pour des analyses d'ADNe, sans la contaminer, et ainsi s'assurer de la validité des résultats. Dans ce dernier cas, l'accessibilité à un laboratoire spécialisé dans ce genre d'analyse pourrait être un facteur limitant pour le choix de l'ADNe comme technique de détection des salamandres de ruisseaux.

Pour le moment, l'étude des salamandres de ruisseaux à l'aide de l'ADNe est utile seulement pour la détection des espèces, elle ne peut être utilisée dans le cas d'études sur leur abondance. Une des limites de l'ADNe est qu'on ne connaît pas la distance de détection. Elle n'est pas toujours appropriée, notamment pour savoir si une espèce est présente à un emplacement précis le long d'un cours d'eau. Dans ce cas, on privilégiera la recherche active.

Comme pour la recherche active, la détection par ADNe est imparfaite et dépend d'un très grand nombre de facteurs (voir la section suivante : « Probabilité de détection »). Cette méthode novatrice n'est pas nécessairement la bonne approche pour tous les projets. On doit voir les deux méthodes comme complémentaires. Elles doivent être choisies selon les objectifs et le contexte du projet.

Probabilité de détection

Méthode traditionnelle d'inventaire – recherche active

La probabilité de détection d'une espèce est définie comme la probabilité de détecter au moins un individu d'une espèce donnée au cours d'une occasion d'échantillonnage unique dans un contexte particulier, en sachant que des individus de l'espèce fréquentent la zone inventoriée (Boulinier et coll., 1998; MacKenzie et coll., 2002).

La probabilité de détection des salamandres varie selon plusieurs facteurs (Mazerolle et coll., 2007; Schmidt et Pellet, 2009). Les facteurs qui influencent le taux de détection sont : la composition de la communauté de salamandres étudiée, la densité locale, les espèces, les habitats, les perturbations anthropiques et naturelles, les conditions environnementales et météorologiques, la taille des espèces, les années (Bailey, 2002; Bailey et coll., 2004a; Dodd et Dorazio, 2004; McGhee, 2016; Barata et coll., 2017; Hernández-Pacheco et coll., 2019), les comportements spécifiques relatifs à l'abondance et la saisonnalité (Otis et coll., 1978; Bailey et coll., 2004b et 2004c; Kroll et coll., 2008; McGhee, 2016; Hernández-Pacheco et coll., 2019) ainsi que les méthodes d'inventaire (Barr et Babbitt, 2001; Hyde et Simons, 2001; Jenkins et coll., 2002; Bailey et coll., 2004c). Aussi, l'inexpérience des observateurs peut avoir un effet négatif sur la probabilité de détection des salamandres (Barata et coll., 2017).

Selon la température ou le degré d'humidité du sol, la détection des salamandres est plus ou moins facile (Lapointe et Lefebvre, 2008). Par exemple, on observe habituellement une abondance plus faible lorsque le substrat est très sec parce que les individus sont enfouis plus profondément dans le sol, ou alors parce qu'ils se déplacent vers des habitats plus humides. Afin de maximiser la détection des salamandres, il est recommandé de procéder à l'inventaire lorsque les conditions météorologiques sont optimales, soit après la pluie (Lapointe et Lefebvre, 2008). Toutefois, en raison des conditions de débit et de turbidité de l'eau à la suite des précipitations, il est préférable d'attendre 24 à 48 h après une pluie avant de commencer un inventaire.

Les saisons jouent également un rôle dans la détection. Petranksa (2010) mentionne qu'on trouvera souvent des salamandres au début de l'automne, durant la période de reproduction. Selon ce même auteur, lorsqu'il fait trop froid, en octobre, l'abondance chute dramatiquement. Selon Bailey et coll. (2007), une stratégie

d'inventaire devrait être composée de plusieurs visites durant une même période, et devrait couvrir plusieurs saisons. Pour les salamandres de ruisseaux, la fin de l'été et le début de l'automne, avant la chute des feuilles, sont privilégiés, elles sont alors concentrées souvent dans les zones humides et les écoulements de surface.

Cette grande variabilité crée un problème pour la conception de protocoles d'inventaire parce que la probabilité de détection est susceptible de varier considérablement d'un inventaire à l'autre sur un site donné (McGhee, 2016).

Sur le plan méthodologique, la détection des salamandres est meilleure en soulevant les débris et éléments naturels d'un site (recherche active ou *flip and search*) plutôt que d'utiliser des abris artificiels ou l'observation directe du sol (Bailey, 2002; Edwards et coll., 2016).

Dodd et Dorazio (2004) ont évalué qu'en faisant de la recherche active la probabilité de détection pour la salamandre sombre du Nord variait de 0,08 à 0,20 pour une superficie de 0,12 ha.

La standardisation des méthodes d'inventaire est l'une des solutions pour limiter les variations des probabilités de détection (Schmidt et Pellet, 2009). Il est, entre autres, important de noter le nombre d'objets soulevés pour être en mesure de bien quantifier l'effort d'inventaire (Seburn et Mallon, 2017).

La période de la journée pourrait aussi jouer un rôle important dans la détection des salamandres de ruisseaux. En effet, les résultats d'un inventaire mené par la DGFA de la Montérégie, de l'Estrie, de Montréal et de Laval sous-entendent que les salamandres de ruisseaux seraient plus facilement détectables la nuit que le jour, surtout les larves de salamandres sombres du Nord et de salamandres à deux lignes (Marie-Josée Goulet, biologiste, MELCCFP, communication personnelle, 25 septembre 2019). Les principales observations faites dans le cadre de cette étude confirment ce qui est indiqué dans la littérature, soit que les salamandres soient plus actives la nuit. En plus, la visibilité dans l'eau est meilleure en raison de l'éclairage d'appoint et du fait qu'il n'y a pas de reflet venant du milieu environnant.

ADNe

L'ADNe fournit une alternative judicieuse et non invasive aux techniques traditionnelles en détectant les traces d'ADN rejetées par une espèce cible dans son environnement. Pierson et coll. (2016) ont démontré que, pour une espèce de salamandre de ruisseaux, la probabilité de détection avec l'ADNe est plus efficace et moins coûteuse que la méthode passive utilisant des sacs de substrat déposés sur le lit des cours d'eau. Plante et coll. (2021), quant à eux, mentionnent que l'ADNe est un excellent outil pour détecter les salamandres de ruisseaux.

La persistance de l'ADNe dans l'environnement varie de 1 à 58 jours et dépend de plusieurs facteurs comme la température de l'eau, son pH et l'exposition aux rayons ultraviolets (Dejean et coll., 2011; Thomsen et coll., 2012; Barnes et coll., 2014; Strickler et coll., 2015; Sassoubre et coll., 2016; Andruszkiewicz et coll., 2017; Nevers et coll., 2018). Il est donc important de viser une période d'échantillonnage propice afin de s'assurer que l'ADN de l'espèce visé se trouve dans l'eau.

Espèces semblables

Une attention particulière doit être portée à la salamandre pourpre, car elle peut être confondue avec les spécimens albinos, parfois orangés, de la salamandre sombre du Nord (Rodrigue et Desroches, 2018). De plus, la grosse larve de la salamandre pourpre peut être associée à tort à celle du necture tacheté (Rodrigue et Desroches, 2018). En général, les larves peuvent être plus difficiles à départager que les adultes.

Il peut aussi y avoir erreur d'identification entre la salamandre sombre du Nord et la salamandre cendrée. En effet, certains spécimens de salamandre cendrée n'ont pas de bande dorsale. Ces individus sont alors complètement noirs et sont surnommées salamandres « à dos de plomb », qui ressemblent à la salamandre sombre du Nord (Rodrigue et Desroches, 2018).

Propagation des maladies et des espèces exotiques envahissantes

Il est fortement recommandé d'adopter une approche de biosécurité pouvant permettre de réduire les risques de propagation de maladies ou d'espèces exotiques envahissantes (EEE). Notamment chez les salamandres, bien qu'absente du Québec à ce jour, la chytridiomycose, une maladie létale causée par l'agent pathogène *Batrachochytrium salamandrivorans* (BSal) figure parmi les menaces pour les salamandres. En effet, cette maladie pourrait réduire la biodiversité d'amphibiens et engendrer des répercussions écosystémiques néfastes (Gray et coll., 2015; Richgels et coll., 2016; Yap et coll., 2017). Une étude rassurante, effectuée en laboratoire où l'on inoculait BSal aux salamandres, conclut que les salamandres de la famille des Pléthodontidés, notamment la salamandre cendrée et la salamandre sombre du Nord, sont résistantes à BSal, mais que le triton vert est très vulnérable à l'agent pathogène (DiRenzo et coll., 2021).

Jusqu'ici, des mesures ont été mises en place afin de limiter les risques d'introduction de l'agent pathogène au Québec. Par exemple, une restriction sur l'importation des salamandres au Canada est en vigueur et des mesures sanitaires sont exigées si des importations sont autorisées.

Dans le cas où certaines exigences sont inscrites sur le permis SEG délivré par le Ministère, ces dernières ont préséance sur les recommandations de la présente section.

Lavage du matériel

Tout le matériel ayant été en contact avec l'eau (bottes, bottes de pêche, épuisettes, nasses, seaux, etc.) peut être un vecteur de transmission d'agents infectieux ou d'espèces exotiques envahissantes. Il est donc recommandé, entre chaque milieu humide inventorié, de nettoyer à la brosse et de rincer (avec l'eau du milieu humide) 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). Selon le GTCSH, il est recommandé d'effectuer le lavage avant de quitter le site d'échantillonnage ou de le faire sur une surface imperméable. Il est important de faire ce nettoyage entre chaque milieu humide inventorié.

Il est également possible de faire sécher le matériel pour détruire les organismes. Le séchage ne détruit pas l'ADN, il élimine uniquement les maladies ou les EEE. Afin d'éliminer ces dernières, il est nécessaire de prévoir un temps de séchage minimum de cinq jours consécutifs. Les conditions météorologiques pendant cette période doivent être propices au séchage, soit une absence de pluie et un taux d'humidité inférieur à 65 % (tableau 3). Si jamais la météo est défavorable (pluie ou taux d'humidité atmosphérique trop élevé), le temps de séchage devra être prolongé. Avant la période de séchage, toute eau stagnante doit être drainée de l'équipement.

Désinfection du matériel

Entre chaque milieu humide inventorié, tous les équipements doivent être désinfectés 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 désinfectants dans le milieu.

Plusieurs désinfectants chimiques ont été évalués pour leur efficacité, leur disponibilité, leur 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 GTCSH mentionne que l'eau de Javel se dégrade relativement vite et présente un risque moindre pour l'environnement que d'autres désinfectants (GTCSH, 2017). Une immersion dans une solution d'eau de Javel relativement diluée (1 partie d'eau de Javel dans 19 parties d'eau, p. ex., 50 ml dans 950 ml) suffit pour neutraliser la chytridiomycose causée par *Batrachochytrium dendrobatidis*, les ranavirus et la maladie fongique du serpent causée par le champignon *Ophidiomyces ophiodiicola* (GTCSH, 2017). L'eau de Javel diluée doit être appliquée pendant au moins 15 minutes, et

son utilisation doit se faire aussi loin que possible du milieu aquatique (Dejean et coll., 2007; GTCSH, 2017).

Tableau 3. Résumé des différentes méthodes de décontamination proposées dans le *Guide des bonnes pratiques en milieu aquatique dans le but de prévenir l'introduction et la propagation d'espèces aquatiques envahissantes*

Méthode	Concentration	Pression	Temps de traitement par surface pour déloger les organismes
Nettoyage*	Vapeur > 60 °C	2 600 psi	5 à 10 secondes
Eau chaude*	60 °C	Sans pression	10 minutes
	60 °C	2 600 psi	5 à 10 secondes
Eau froide	< 40 °C	2 600 psi	30 secondes
Chlore ou eau de Javel (non concentré)*	100 ml/L	-	10 minutes
Vinaigre blanc*	750 ml/L	-	20 minutes
Séchage à l'air*	Humidité de < 65 %	-	5 jours consécutifs
Congélation*	De -9 à 0 °C	-	24 heures
	-9 °C et moins	-	8 heures

Source : MFFP (2018b).

* Tue les organismes aquatiques si les directives sont respectées.

Matériel requis

Le matériel suivant est requis pour bien décontaminer les éléments utilisés durant un inventaire en milieu aquatique (GTCSH, 2017; figure 10) :

- Agent de blanchiment domestique commercial : p. ex., eau de Javel Clorox^{MD} (ingrédient actif : hypochlorite de sodium 4 % à 6 %);
- Savon biodégradable;
- Grand seau, sac ou bac pouvant contenir environ 25 L d'eau (p. ex., bacs Rubbermaid^{MD});
- Seau ou contenant doté d'un couvercle étanche;
- Contenant d'eau du robinet;
- Flacons pulvérisateurs;
- Brosses à récurer;
- Gants à usage unique;
- Lunettes de sécurité.



Source : GTCSH (2017).

Figure 10. Matériel de décontamination

Véhicules

Les véhicules terrestres ne semblent pas être des vecteurs de transmission reconnus d'agents infectieux. Cependant, un nettoyage régulier est une précaution souhaitable. 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 secondaire.

Les véhicules tout-terrain (VTT) qui ont été en contact avec le milieu aquatique, ainsi que toutes les embarcations et tout le matériel en contact avec l'eau (rames, ancres, etc.) devraient faire l'objet d'une désinfection (lavage à l'eau, puis en fonction de leur taille, trempage, lessivage ou pulvérisation de solution désinfectante) et d'un séchage à l'air libre (Dejean et coll., 2007; MFFP, 2018b). Une visite au lave-auto est une autre option préconisée. Pour les embarcations nautiques, une visite dans une station de lavage de bateau avec un boyau à pression est un excellent moyen de déloger les résidus qui pourraient contaminer d'autres plans d'eau.

Protocole standardisé d'inventaire des salamandres de ruisseaux au Québec

Ce protocole vise à fournir un effort de recherche standardisé, basé sur un nombre de structures soulevées et une taille de parcelle standard (longueur et largeur). Une procédure abrégée est présentée à l'annexe A.

Matériel

Le matériel suivant est nécessaire au bon déroulement de l'inventaire des salamandres de ruisseaux, sans toutefois s'y limiter :

- contenant avec de l'eau propre sans chlore;
- petite épuisette pour poissons d'aquarium;
- sacs ZiplocMD;
- contenants de verre ou de plastique transparent;
- gants à usage unique sans talc, en nitrile (optionnel);
- ruban à mesurer (minimum 25 m);
- ruban à marquer (flag tape);
- thermomètre;
- petite règle (p. ex., 15 cm);
- GPS et piles de rechange;
- compteur manuel (« cliqueur »);
- appareil photo;
- procédure abrégée du protocole;
- formulaire de prise de données;
- étiquette en papier à l'épreuve de l'eau et crayons de plomb;
- guide d'identification;
- loupe;
- lampe frontale;
- matériel de désinfection de l'équipement et de lavage des mains;
- une copie du permis SEG délivré par le Ministère et du CBSA.

Périodes d'inventaire

Les inventaires devront être réalisés entre le 1^{er} mai et le 30 septembre, avant la chute des feuilles (tableau 4).

Les inventaires se déroulent de préférence au printemps et à l'automne (Bouthillier, 2011; Price et coll., 2012). Au printemps, il faut éviter les débits élevés créés par la fonte des neiges, car la détection est moins efficace (Price et coll., 2012). Idéalement, il faut éviter les périodes les plus chaudes comme les mois de juillet et d'août. Durant ces périodes, les salamandres se protègent de la dessiccation en s'enfouissant plus profondément dans le sol ou le lit du cours d'eau (Dubois et coll., 2011). Il devient alors plus difficile de les observer. Pour les salamandres de ruisseaux du Québec, la meilleure période demeure le mois de septembre, juste avant que les feuilles tombent. On s'assure ainsi que les niveaux d'eau sont acceptables et que les températures plus fraîches favorisent l'activité des salamandres.

Toutefois, le moment d'inventaire optimal est aussi dépendant du type de ruisseau (gros vs petit). Par exemple, pour un gros ruisseau avec beaucoup d'eau et un écoulement toute la saison, il est préférable de réaliser l'inventaire lorsqu'il y a moins d'eau, et c'est souvent le cas en juillet et août. Au contraire, pour les petits ruisseaux intermittents, le printemps ou l'automne sont les saisons où l'eau s'écoulera davantage qu'en été, et favorisera la présence des salamandres.

Tableau 4. Périodes d'inventaire et effort

Périodes	Activités visées	Effort	
		Parcelle	Nombre de visites ³
Recherche active			
1 ^{er} mai au 30 juin	Sortie des abris d'hivernage, dispersion et reproduction	25 m linéaires Soulever un maximum d'abris ¹	2
1 ^{er} août au 30 septembre ²	Retour vers les abris hivernaux et reproduction	25 m linéaires Soulever un maximum d'abris	2

1 : Roches et bois, de plus de 6 cm de diamètre et enfouis de moins du tiers de leur volume. Les abris doivent être configurés de manière à abriter les salamandres (p. ex., espace disponible entre la structure et le lit du cours d'eau). Les objets retournés doivent offrir un potentiel d'occupation.

2 : Éviter les périodes de canicule en août. La fin de cette période peut se prolonger jusqu'à la chute des feuilles (variable selon les années et les régions).

3 : La 2^e visite est nécessaire uniquement s'il n'y a pas eu détection des espèces visées à la 1^{ère} visite.

Effort

Une station de recherche comprend une parcelle de 25 m de long dans un cours d'eau ou une voie d'écoulement provenant d'une résurgence. Les visites doivent être effectuées en fonction de l'effort suggéré pour confirmer l'absence de salamandres (donc quatre visites au total), sinon les inventaires peuvent cesser dès que les espèces visées par le permis sont observées.

Le nombre de stations pour un même territoire dépend de l'objectif de l'inventaire :

- Pour un inventaire standard, 25 m linéaires × (largeur moyenne du ruisseau + bandes riveraines de 1 m). Ces données permettront de présenter les résultats en nombre de salamandres par 25 m de cours d'eau ou en nombre de salamandres par mètre carré (m²);
- Pour une étude d'avant-projet, selon l'importance des perturbations possibles sur l'ensemble de l'habitat concerné par les travaux, l'inventaire doit viser minimalement tous les cours d'eau temporaires ou permanents propices aux salamandres de ruisseaux qui se trouvent dans l'aire des travaux;
- Pour ce qui est des inventaires réalisés dans le cadre de travaux ponctuels qui traversent un cours d'eau (p. ex., réfection d'un pont ou d'un ponceau), la recherche est effectuée sur 25 m de part et d'autre d'un point de traverse, pour un total de 50 m linéaires;
- Pour des inventaires effectués sur de grandes superficies, on peut appliquer la balise d'une parcelle inventoriée à tous les 200 m de cours d'eau ou un nombre de 5 parcelles/km de cours d'eau.
- Veuillez contacter le biologiste responsable de la DGFA de la région concernée afin de connaître le nombre de parcelles requises et leur emplacement sur le terrain.
- Dans le cadre d'inventaires visant à vérifier la présence de salamandres de ruisseaux en situation précaire dans un but de conservation de leur habitat, l'objectif est de documenter minimalement une mention de présence par kilomètre de cours d'eau. Sur un même cours d'eau, on peut alors appliquer un pas d'échantillonnage de 400 m pour la station suivante, après chaque station où la présence d'une espèce en situation précaire a été détectée.

Le temps requis pour parcourir le tronçon de 25 m doit être pris en note sur les fiches de terrain ainsi que le nombre de personnes participant à l'inventaire. Un compteur manuel est fortement recommandé pour dénombrer les structures soulevées.

Technique d'inventaire

La technique utilisée pour la détection des salamandres de ruisseaux est la recherche active.

La recherche active consiste à soulever tous les abris potentiels (roches et bois, de plus de 6 cm de diamètre et enfouis de moins du tiers de leur volume) dans le lit du cours d'eau, de l'aval vers l'amont, jusqu'à 1 m sur la bande riveraine. Il est très important, durant ces inventaires, de remettre tous les débris végétaux et les roches déplacés dans leur position initiale afin de réduire au maximum les effets sur le microhabitat des salamandres. Une petite épuisette (filet pour poissons d'aquarium) est placée près de l'abri retourné lorsque cet abri est dans ou à proximité de l'eau. Cela permettra d'aider à capturer les salamandres qui s'échappent. Lors du retournement, porter attention aux mouvements inhabituels à la surface de l'eau, particulièrement s'il y a remise en circulation de sédiments. Ceux-ci peuvent permettre de détecter la fuite d'un spécimen. Cette technique est particulièrement efficace pour capturer les larves de salamandres pourpres.

ATTENTION : Pour les roches plus grosses qu'il est difficile de soulever complètement, les salamandres ont tendance à s'enfuir vers la partie de la roche qui est toujours en contact avec le lit du cours d'eau. Il faut aussi user de grandes précautions afin de ne pas tuer ou mutiler d'individus durant la manipulation.

Choix des stations d'inventaire

Afin de standardiser l'effort d'inventaire, la recherche active est réalisée dans l'habitat propice aux salamandres : ruisseaux permanents, temporaires et résurgences, en milieu forestier. La station d'inventaire est choisie dans le secteur visé en fonction d'un lit d'écoulement et d'abris potentiels (roches, crevasses, débris ligneux, etc.).

Capture et manipulation des individus

Au moment de manipuler ces amphibiens, les personnes doivent privilégier les méthodes rapides et efficaces en saisissant l'animal par le corps en évitant de le soulever par la queue. De cette manière, on évite que la salamandre ait recours à l'autotomie (mode de défense consistant à détacher la queue pour distraire le prédateur et permettre la fuite) et perde ainsi ses réserves énergétiques. Les personnes doivent avoir les mains propres, sans insectifuge, crème solaire, parfums, lotions ou autres substances potentiellement toxiques ou doivent enfiler des gants à usage unique en nitrile (sans talc et humectés) tel que le recommande le Conseil canadien de protection des animaux (CCPA, 2004). Les gants ne doivent pas contenir de talc et il faut les humidifier avant de manipuler les salamandres.

Les salamandres capturées doivent toujours être conservées dans un environnement humide et frais, de préférence à l'ombre pour une durée maximale de 10 minutes. Les captures non identifiées rapidement peuvent être maintenues temporairement dans un sac de plastique, contenant de l'eau et de l'air (CCPA, 2004). Il est recommandé d'utiliser des sacs de plastique (de type ZiplocMD) contenant idéalement l'eau du cours d'eau (prévoir un contenant avec de l'eau sans chlore si des ruisseaux asséchés sont visités). Les sacs devront être décontaminés adéquatement entre chaque usage, tout comme le restant du matériel entrant en contact direct ou indirect avec les salamandres et leur milieu, si l'on désire les réutiliser à un autre site. La propagation de maladies telles que la chytridiomycose des salamandres est ainsi évitée (voir la section « Limites et mises en garde »). Tous les spécimens sont relâchés à l'endroit même de leur capture.

Identification

L'identification des salamandres doit être faite par une personne ayant la formation ou l'expérience de terrain suffisante pour les identifier avec précision, surtout en bordure de l'aire de répartition connue où un chevauchement est possible avec l'aire de répartition d'autres espèces.

Les spécimens doivent être correctement identifiés par un examen minutieux et, si possible, avec un bon éclairage. Une loupe et une lampe frontale sont suggérées. Les salamandres sont identifiées à l'aide de critères morphologiques externes (Rodrigue et Desroches, 2018). Les animaux munis de branchies seront considérés comme juvéniles. Les juvéniles qui nécessitent un examen plus approfondi peuvent être triés et transférés dans un contenant de plastique ou de verre propre et de l'eau claire pour mieux les examiner.

Des photos doivent être prises sous différents angles, avec une étiquette indiquant la station, la date et le numéro de spécimen, pour les présenter à d'autres experts, afin de déterminer l'espèce. Une confirmation de l'identification par les experts du Ministère est souhaitable dans ces cas particuliers.

Prise de données

Durant l'inventaire, les données suivantes doivent être notées sur le formulaire de prise de données (annexe B) :

- Nom du cours d'eau (si existant);
- Date;
- Nom des observateurs et leur affiliation;
- Temps de recherche (heure de début et de fin);
- Température de l'air;
- Température de l'eau;
- Numéro de la parcelle;
- Temps de recherche total (minutes × nombre de participants);
- Nombre de structures soulevées;
- Longueur et largeur moyenne de la parcelle (y compris 1 m de bande riveraine);
- Coordonnées géographiques (degrés décimaux NAD83; début et fin de la parcelle);
- Type de couvert forestier (feuillus, mixte, résineux);
- Couvert nuageux (0-25 %, 25-50 %, 50-75 %, 75-100 %);
- Menaces;
- Code de l'espèce capturée ou vue (tableau 5);
- Nombre d'adultes;
- Nombre de juvéniles;
- Nombres d'œufs;
- Conditions hydrologiques (pluie moins de 48 heures, sécheresse);
- Coordonnées géographiques (degrés décimaux NAD83), s'il s'agit d'une espèce menacée, vulnérable ou susceptible d'être désignée (EMVS);
- Signes de maladie :
 - Lésions cutanées;
 - Ulcères;
 - Léthargie;
 - Rougeurs cutanées;
 - Enflure des membres;
 - Hémorragies;
 - Lésions buccales;
 - Autre;
- Numéro des photographies.

Si aucune salamandre n'est trouvée, cette information doit apparaître sur le formulaire de terrain (donnée zéro), et une photo du site est requise. Ces données nous permettront d'évaluer l'effort de recherche et l'habitat inventorié. Dans le cas où la fouille complète s'étendrait sur moins de 25 m, il faut indiquer la distance de fouille effectuée et les raisons dans les remarques. L'absence de salamandre dans les tronçons inventoriés doit être mentionnée sur la feuille de terrain. Les salamandres ayant échappé à la capture doivent également être notées. Si une identification fiable a été faite, il faut indiquer l'espèce. En revanche, dans les cas douteux, il faut toujours indiquer la mention « sp » pour indéterminée.

Cas particulier où une salamandre en situation précaire est observée (salamandre pourpre, salamandre sombre du Nord ou salamandre sombre des montagnes) :

- Les coordonnées géographiques des observations sont notées à l'endroit d'observation et une photo d'un spécimen de chaque espèce est prise. Si l'endroit se trouve dans un cours d'eau non cartographié et que l'équipe de terrain peut déterminer le trajet de l'écoulement ou un lit apparent (roches délavées, lit de gravier, traces dans la litière, etc.), il est suggéré d'effectuer un tracé du ruisseau. Le mode trace du GPS sera utilisé sur 500 m en amont et en aval de l'observation de la salamandre. Toutefois, si pour d'autres raisons le tracé au complet du cours d'eau doit être effectué, il serait apprécié de recevoir également ces renseignements. Les données seront transférées en fichier de forme (shapefile) ou encore en fichier GPX dans le rapport à remettre avec le permis SEG.

Idéalement, des données sur le substrat, sur l'écoulement et sur la qualité de l'eau devraient être notées et des échantillons d'eau devraient être prélevés et analysés, puisque ces facteurs influencent la sélection de l'habitat par les salamandres de ruisseaux.

Tableau 5. Codes d'identification des urodèles du Québec

Espèce	Code
Necture tacheté	NEMA
Salamandre à deux lignes	EUBI
Salamandre à points bleus	AMLA
Salamandre à quatre orteils	HESC
Salamandre cendrée	PLCI
Salamandre maculée	AMMA
Salamandre pourpre	GYPO
Salamandre sombre des montagnes	DEOC
Salamandre sombre du Nord	DEFU
Triton vert (elfe rouge)	NOVI

1 : Le code est composé des deux premières lettres de chaque mot du nom scientifique de l'espèce.
En gras, les salamandres de ruisseaux visées par le protocole standardisé.

Protocole standardisé d'inventaire des salamandres de ruisseaux à l'aide de l'ADNe au Québec

Méthodologie

Une procédure abrégée d'échantillonnage de l'eau est présentée à l'annexe C.

Matériel

Le matériel requis pour échantillonner l'eau est le suivant :

- Boîtier antichoc pour protéger et transporter la pompe pour la filtration;
- Pompe utilitaire portative (p. ex., ECOFLO, 350 gal/h, 12 V CC [Modèle n° PUP61DC]);
- Batterie 12 V rechargeable;
- Cylindre gradué de 2 L ou contenant gradué;
- Paquets de filtration ADNe stériles. Les sachets contiennent un porte-filtre avec filtre de 1 micron, un bout de tubulure pour échantillonner avec un préfiltre de 200 microns installé au bout avec un élastique (préalablement décontaminé) :
 - paquets à usage unique avec filtre autodessiccant,
 - paquets à usage unique (p. ex., de marque Smith-Root),
 - paquets réutilisables (c'est-à-dire porte-filtre désinfecté avec filtre, préfiltre installé au bout de la tubulure avec élastique et paire de pinces stériles);
- Tubulure d'échantillonnage de diamètre extérieur de 1/2" et de diamètre intérieur de 3/8" (1,23 cm × 1,9 cm) (p. ex., Waterra – LDPE – HDPE);
- Glacière pour conserver les échantillons (glacière électrique ou une glacière avec blocs réfrigérants de type Ice Packs^{MD});
- Gants en nitrile à usage unique;
- Bouteilles de 2 L;
- Eau distillée;
- Virkon^{MD} Aquatic (solution de 2 %);
- Sacs Whirl-Pak^{MD} (4 oz);
- Billes de silice
- Filtre de nylon (160 µm; Dulytek^{MD}; 200 po × 2 po) (environ 5 cm de long) préalablement coupé;
- Contenant hermétique (p. ex., Tupperware^{MD}) pour y déposer les sacs Whirl-Pak^{MD};
- Sacs de poubelle;
- Thermomètre (°C);
- Procédure abrégée;
- Formulaires de terrain et le nécessaire pour prendre des notes;
- GPS avec stations d'échantillonnage préalablement téléchargées;
- Perche avec porte-bouteille.

Période d'échantillonnage

Il est recommandé de réaliser l'échantillonnage du 1^{er} mai au 30 septembre (Plante et coll., 2021), soit la même période que pour l'inventaire par recherche active (période où les salamandres sont actives).

Il faut éviter les périodes où il y a beaucoup de matières en suspension (MES) dans l'eau (p. ex., jusqu'à 48 h après une grosse pluie). Ces périodes augmentent les risques d'inhibition de l'ADNe lors des analyses, ce qui rendrait les échantillons inutilisables.

Il est également recommandé d'éviter les périodes avec très peu d'eau dans le ruisseau. Dans cette situation, il est très difficile de prélever de l'eau sans toucher le fond du cours d'eau et ainsi mettre des particules en suspension. Ces particules augmentent les risques d'inhibition lors des analyses au laboratoire.

Effort d'échantillonnage et nombre d'échantillons

Comme c'est le cas avec la recherche active, l'effort d'échantillonnage avec l'ADNe dépend entièrement de l'objectif et du contexte de l'inventaire. Plus on a d'échantillons, plus le taux de détection augmente. Il est proposé de prélever les échantillons d'eau le long de transect linéaire de 200 m de cours d'eau (Plante et coll. (2021), en fonction des spécifications suivantes :

- Une seule section de cours d'eau de 200 m linéaires.
- 8 échantillons d'eau de 2 litres par 200 m linéaires, distancés de 25 m, de l'aval vers l'amont. Plante et coll. (2021) ont démontré qu'avec cet effort, l'ADNe permet une très bonne détection des salamandres de ruisseaux (même meilleure que la recherche active).

Localisation fine des sites d'échantillonnage

L'idée derrière la localisation fine des sites d'échantillonnage est d'augmenter la probabilité de récolter l'eau à proximité d'une salamandre. L'hypothèse est que plus l'échantillonnage est réalisé près d'une salamandre, plus il y a de chance de capter une molécule d'ADN de l'animal. La localisation des sites où sont prélevés les échantillons d'eau doit donc tenir compte des préférences d'habitats de l'espèce visée. Il est ainsi préférable de prélever l'eau au centre du cours d'eau, dans une section où l'eau est bien mélangée par l'écoulement (Plante et coll., 2021). Il ne faut pas prélever l'eau trop près du lit du cours d'eau, sans quoi il est facile de boucher le filtre de la pompe et d'augmenter les risques d'inhibition lors des analyses. Un endroit relativement plat et libre de végétation doit se trouver à proximité de la station d'échantillonnage pour déposer l'équipement de prélèvement et permettre de travailler en évitant la contamination des échantillons.

Volume d'eau à échantillonner

Le volume minimal d'eau à échantillonner à chacune des stations est de **2 L** (Plante et coll., 2021).

Préparation du matériel avant les travaux sur le terrain

Paquets stériles à usage unique

Avant d'aller sur le terrain, préparer autant de paquets à usage unique que de stations d'échantillonnage prévues. Pour une filtration à l'aide d'un paquet à usage unique, les éléments suivants doivent être préparés :

- 1) Préparer les paquets stériles à usage unique (p. ex., Smith-Root; figure 11). Si vous utilisez des filtres autodessiccants (Thomas et coll., 2019; figure 12), sautez l'étape 2;
- 2) Un filtre doit être inséré dans chaque porte-filtre. Cette manipulation doit être effectuée avec des gants à usage unique en nitrile;

- 3) Couper une longueur d'environ 3 à 4 po (7,6 à 10,1 cm) d'une tubulure d'échantillonnage 1/2" × 3/8" (1,23 cm × 0,95 cm) pour chaque station d'échantillonnage. Les outils de découpe doivent être stérilisés;
- 4) Une fois les morceaux de tubulure coupés et stérilisés, insérer un bout de tubulure dans chacun des paquets. Le bout de tubulure peut être mis directement dans le paquet (figure 12).

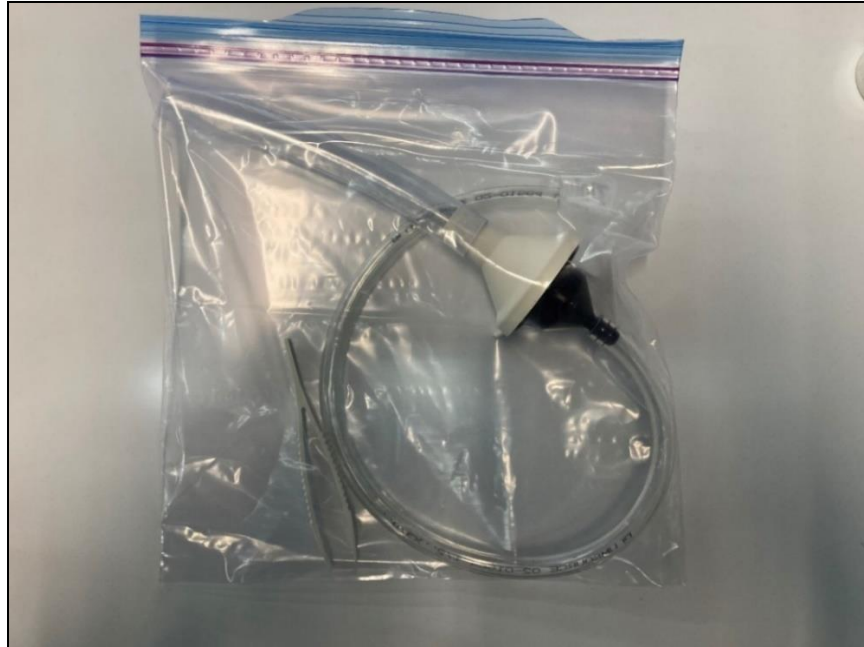


Figure 10. Paquet de filtration ADNe stérile à usage unique de marque Smith-Root



Figure 12. Paquet de filtration ADNe stérile avec filtre autodessiccant intégré

Paquets réutilisables

Avant d'aller sur le terrain, préparer autant de paquets réutilisables que de stations d'échantillonnage prévues. Pour une filtration à l'aide d'un paquet réutilisable, les éléments suivants doivent être préparés :

- 1) Préparer les paquets avec les porte-filtres réutilisables;
- 2) Un filtre doit être inséré dans chaque porte-filtre réutilisable. Cette manipulation doit être effectuée avec des gants à usage unique en nitrile;
- 3) Couper une longueur d'environ 3 à 4 po (7,6 à 10,1 cm) d'une tubulure 1/2" × 3/8" (1,23 cm × 0,95 cm) pour chaque station d'échantillonnage;
- 4) Couper un bout d'environ 12 po (30,5 cm) de tubulure de polyéthylène blanc 1/4" (0,6 cm) pour chaque station d'échantillonnage. Ce bout de tubulure doit être courbé dans l'eau chaude afin de faciliter l'utilisation sur le terrain. Le bout de tubulure sera fixé à un embout qui se visse au porte-filtre de 1/4" (0,6 cm);
- 5) Stériliser tous les morceaux du paquet : 15 minutes aux rayons ultra-violets ou avec une solution d'eau de Javel à 10 %. Les bouts de tubulure doivent être désinfectés à l'eau de Javel (10 %). Une fois tous les éléments stérilisés, le filtre peut être placé dans le porte-filtre, en y ajoutant une pince stérile et des gants à usage unique en nitrile. Le paquet peut être préparé avec les deux bouts de tubulure, un porte-filtre, une pince stérile, le tout déposé dans un sac à fermeture glissière de type Ziploc^{MD} (figure 13). Chaque station d'échantillonnage doit avoir son propre paquet.

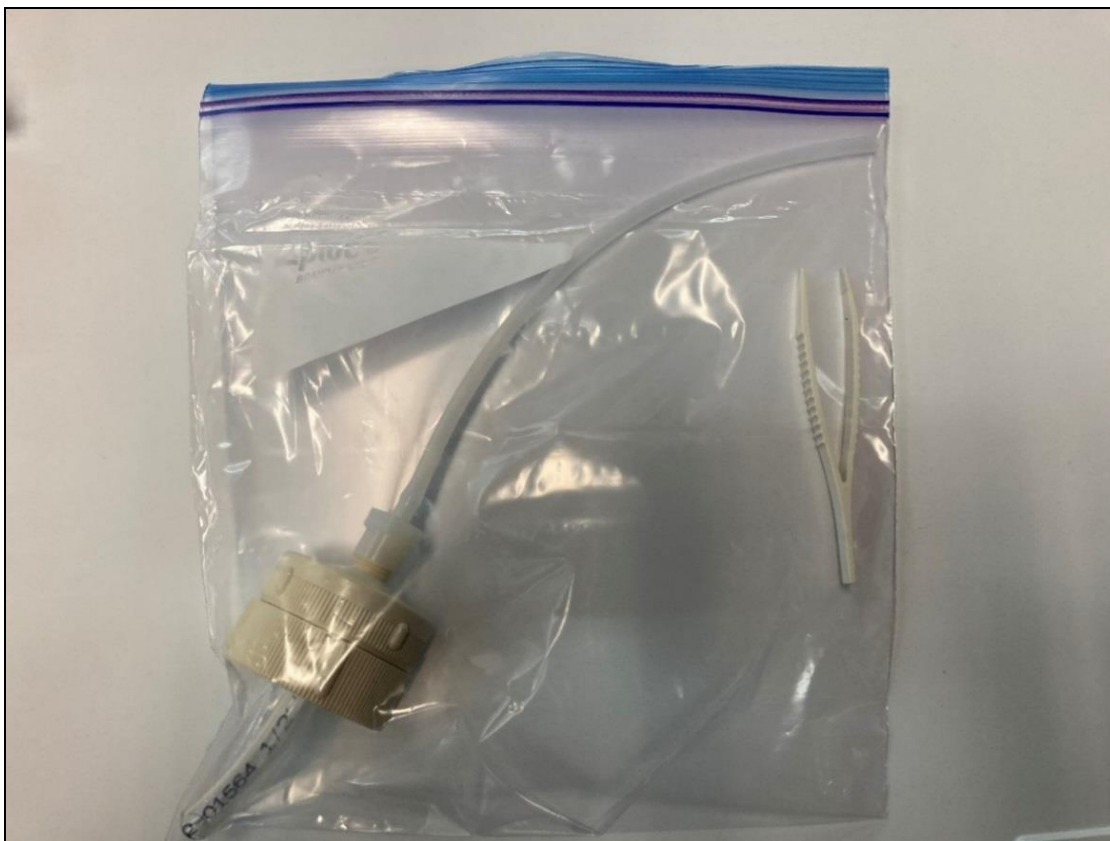


Figure 13. Paquet de filtration ADNe stérile réutilisable

Sacs de transport de filtre individuel

Pour les paquets avec filtre autodessiccant et ceux à usage unique, le porte-filtre est remis dans son sac et tous les sacs sont placés ensemble dans un grand sac Ziploc^{MD}.

Pour les paquets réutilisables : avant d'aller sur le terrain, préparer autant de sacs de transport de filtre individuel que de stations d'échantillonnage prévues. Ces sacs de transport sont composés de sacs Whirl-Pak^{MD} (4 oz) avec un fond de billes de silice contenant un filtre de nylon d'environ 5 cm de long préalablement coupé (160 µm; Dulytek^{MD}; 200 po × 2 po).

Pompe

Au début de chaque journée, un peu d'huile doit être mise dans l'entrée de la pompe (figure 14). La personne responsable de l'échantillonnage doit mettre la tubulure dans un contenant d'eau et faire fonctionner la pompe pendant **30 secondes** pour faire circuler l'huile dans celle-ci.



Figure 14. Préparation de la pompe avec l'ajout d'huile

Échantillonnage et filtration

La procédure abrégée de l'échantillonnage d'eau pour l'extraction de l'ADNe est présentée à l'annexe C.

Notes importantes

Note importante n° 1

Lorsqu'il y a eu de fortes précipitations dans les 48 heures précédant l'échantillonnage (plus de 40 mm en 24 heures), il faut déterminer si la sortie aura lieu. La probabilité de détection est meilleure plus le nombre de jours sans précipitation est grand (Akre et coll., 2019).

Note importante n° 2

Il faut éviter d'échantillonner l'eau près d'un lieu de regroupement d'oiseaux. Les oiseaux peuvent être des vecteurs de différentes sources d'ADNe.

Note importante n° 3

Pour éviter la contamination, l'équipement utilisé (impermeables, contenants, etc.) doit, idéalement, servir uniquement aux projets d'ADNe.

Note importante n° 4

Même si notre matériel (incluant les bottes) est théoriquement stérile, on doit éviter de marcher dans le ruisseau, ou tout autre ruisseau, en amont de notre site d'échantillonnage pour éviter la contamination des échantillons.

Procédure d'échantillonnage

Pour s'assurer d'un échantillonnage réussi, les étapes suivantes doivent être respectées :

1. L'équipe sur le terrain devra être composée d'au moins deux personnes;
2. L'échantillonnage devrait toujours être exécuté de manière à ne pas augmenter la turbidité de l'eau (MFFP, 2021b). L'ADNe peut être conservé dans les sédiments pendant très longtemps (Buxton et coll., 2018), donc le signal pourrait en être faussé et créer un faux positif;
3. Pour une filtration sur le terrain, il faut préparer la pompe. Une fois sur le site, l'échantillonneur doit ouvrir le boîtier de la pompe et s'assurer qu'elle est bien préparée. Au début de chaque journée, avant de fixer la tubulure, un peu d'huile devra être versée dans l'entrée de la pompe (figure 14). Il faut alors fixer la tubulure et activer la pompe pendant **30 secondes** pour que l'huile circule à l'intérieur. Pendant cette manipulation, l'échantillonneur devra mettre la tubulure dans un contenant d'eau pour éviter que la pompe aspire de l'air, ce qui pourrait endommager son moteur;
4. Avant de commencer l'échantillonnage, il faut faire tourner le moteur de la pompe avec de l'eau distillée ou de l'eau du milieu à échantillonner. Il s'agit de prendre l'eau sans aucun porte-filtre avec la tubulure qui se trouve en amont du porte-filtre;
5. L'échantillonneur doit mettre des gants à usage unique et peut ensuite fixer la bouteille stérile (neuve ou stérilisée) de 2 L au porte-bouteille (perche d'au moins 2 m de longueur; figure 15), sans toucher au manche (manche manipulé par l'aide-échantillonneur);
6. La bouteille peut maintenant être plongée dans l'eau à l'aide de la perche manipulée par l'aide-échantillonneur. L'eau doit être collectée à une profondeur maximale de 1 m. Si le fond se trouve à moins de 1 m, il faut faire attention de ne pas toucher le fond avec le système d'échantillonnage (perche et bouteille). Cela remet en suspension les sédiments et pourrait fausser le résultat;
7. Effectuer les étapes 4 à 6 pour chacune des stations d'échantillonnage.

LES GANTS À USAGE UNIQUE DOIVENT ÊTRE CHANGÉS ENTRE CHAQUE STATION D'ÉCHANTILLONNAGE S'ILS ONT ÉTÉ EN CONTACT AVEC LA POMPE OU TOUT AUTRE MATÉRIEL QUI EST UTILISÉ D'UN SITE À UN AUTRE SANS POUVOIR ÊTRE DÉSINFECTÉS « TOTALEMENT ».

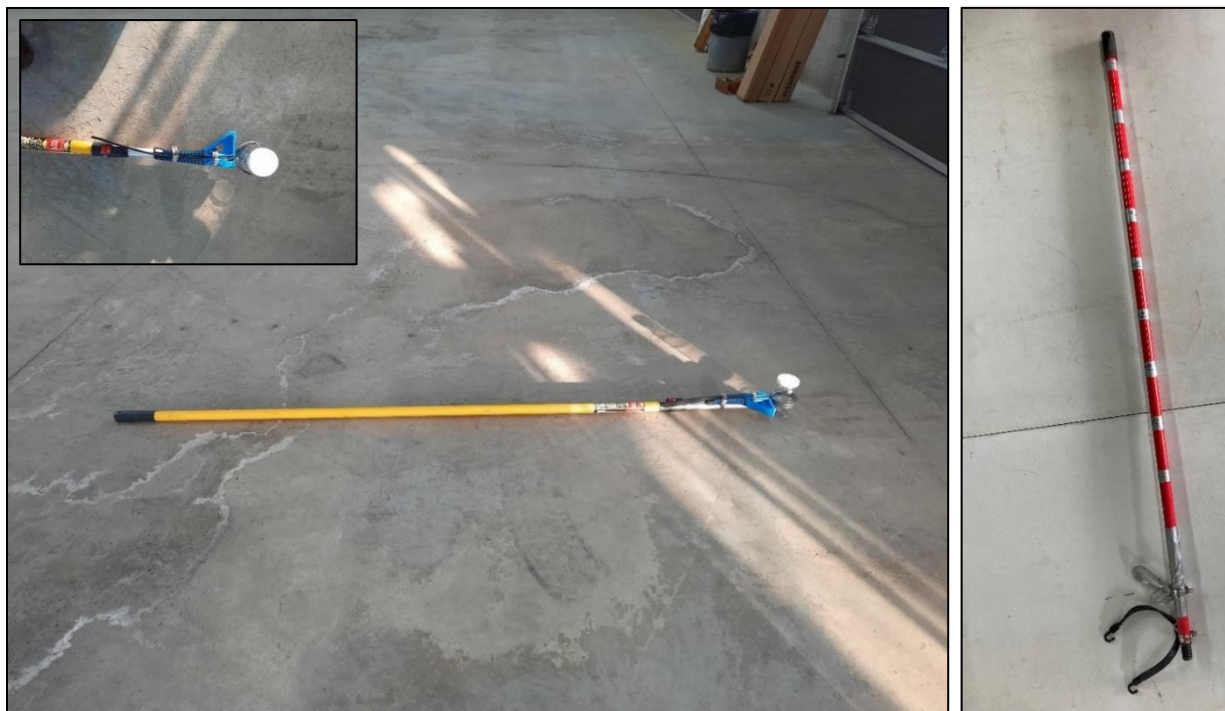


Figure 15. Exemples de perche avec porte-bouteille

Procédure de filtration

La procédure de filtration qui suit peut être exécutée sur le terrain ou au laboratoire. Pour une filtration au laboratoire, il faut que les échantillons soient transportés dans des glacières permettant de les garder au froid, et ce, même si la filtration se fait dans la même journée. Dans ce cas, des blancs de procédure (blancs de transport ou blancs de glacière) doivent être inclus dans la procédure d'échantillonnage (voir MFFP, 2021b).

1. L'échantillonneur doit ouvrir un paquet Smith-Root, ou réutilisable, ou un paquet avec filtre autodessiccant, pour sortir le porte-filtre et les deux tubulures. La tubulure 1/2" × 3/8" doit être fixée sur le bout du porte-filtre qui se connecte à la pompe (figures 16A et 14B).
2. La plus grande tubulure est insérée dans la bouteille d'eau collectée. Ensuite, la tubulure de sortie de la pompe doit être mise dans un cylindre gradué (ou contenant gradué). Ce dernier doit se trouver plus bas que la pompe (figure 16C). La pompe peut maintenant être démarrée par l'aide-échantillonneur.
3. L'échantillonneur doit filtrer un maximum de 2 L d'eau. Lorsque la pompe présente une résistance au pompage, souvent dans les eaux troubles où les filtres peuvent se saturer plus vite, il est important d'arrêter la filtration avant que le filtre ne se brise (de 1 L à 1,5 L). Il est important de noter le volume exact d'eau filtrée dans le cylindre gradué (figure 16C).
4. Si vous utilisez un porte-filtre avec filtre autodessiccant, retirez les tubulures du porte-filtre et remettez le porte-filtre dans son sac de plastique, passez au point 8.

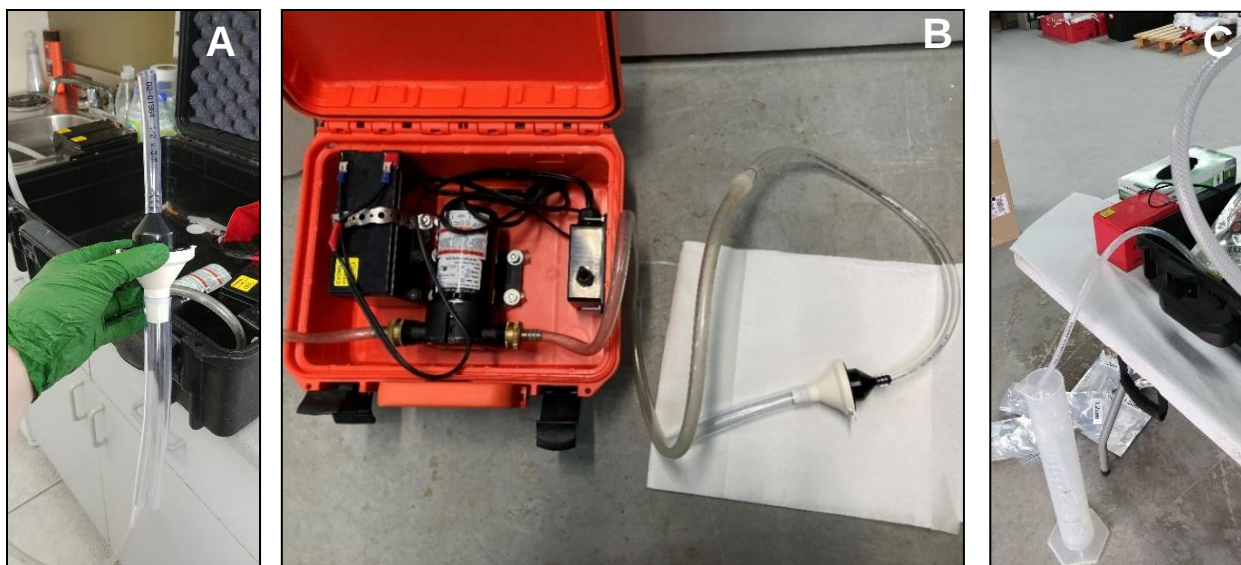


Figure 16. A) Installation du porte-filtre. B) Installation pour la filtration d'un échantillon d'eau. C) Cylindre gradué positionné en contrebas de la pompe

5. Ensuite, l'échantillonneur doit :

- Sortir un sac Whirl-PAK^{MD} contenant des billes de silice et inscrire le numéro de la station au crayon permanent;
- Prendre la pince dans le sachet stérile (en s'assurant de ne pas toucher les bouts de la pince) (figure 17A);
- Ouvrir le porte-filtre;
- Enlever délicatement le filtre du porte-filtre avec la pince;
- Plier le filtre avec la pince, idéalement deux fois (en s'assurant que les particules filtrées sont à l'intérieur) (figure 17B);
- Mettre le filtre plié dans la pochette de Nylon Dulytek^{MD} (préalablement mis dans un sac Whirl-PAK^{MD}) avec un fond de billes de silice (figure 17C);
- Toujours avec la pince, pousser la pochette de nylon (contenant le filtre) au fond du sac de silice;
- Enlever le plus d'air possible du sac, replier le rebord sur lui-même et fermer le sac à l'aide des languettes jaunes.

NE PAS TOUCHER LE FILTRE NI L'INTÉRIEUR DE LA POCHETTE DE NYLON!

6. Mettre le sac Whirl-PAK^{MD} dans un contenant hermétique et déposer ce dernier dans la glacière.
7. Répéter les étapes 1 à 6 pour toutes les stations à échantillonner.
8. Pour chaque étang échantillonné, un blanc d'échantillonnage doit être fait :
 - a. Pour le blanc d'échantillonnage, de l'eau distillée est versée dans une bouteille de 2 L neuve (comme celle ayant servi à la collecte des autres échantillons) et cette eau doit être filtrée selon la même méthode et la même séquence qui a été appliquée à la collecte des échantillons au site.

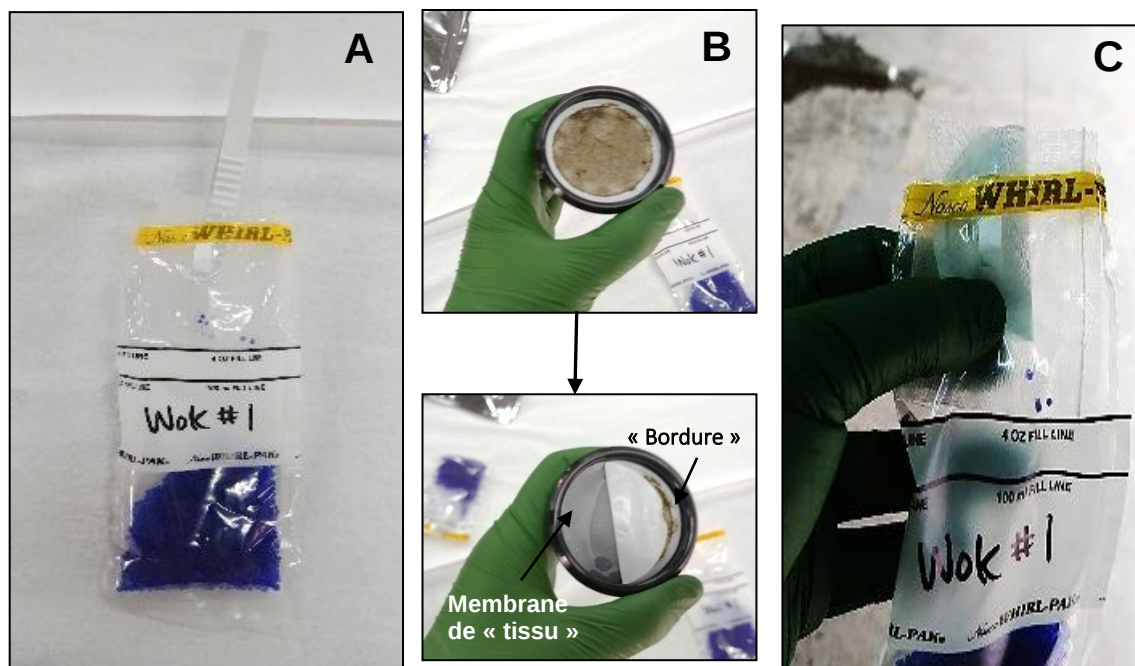


Figure 17. A) Sac Whirl-PAKMC avec des billes de silice. B) Retrait et pliage du filtre avec une pince. C) Insertion du filtre dans une pochette de nylon, dans le sac Whirl-PAK^{MD}

LES SACS WHIRL-PAK^{MD} CONTENANT LES FILTRES DOIVENT TOUJOURS ÊTRE CONSERVÉS AU FROID (4 °C) SUR LE TERRAIN.

LES SACS CONTENANT LES PORTE-FILTRES AVEC FILTRE AUTODESSICCANT PEUVENT ÊTRE CONSERVÉS À TEMPÉRATURE AMBIANTE EN ATTENDANT L'ENVOI AU LABORATOIRE D'ANALYSE.

9. L'aide-échantillonneur effectue les tâches suivantes :

- a. Prendre les notes de terrain;
- b. Prendre la température de l'eau avec le thermomètre;
- c. Prendre le pH de l'eau avec le pH-mètre;
- d. Décrire la végétation (couvert forestier dominant sur les rives, présence d'algues et de plantes aquatiques).

Conservation des échantillons filtrés au laboratoire (filtres)

Au laboratoire, les filtres doivent être conservés au congélateur à -20 °C pour au plus 12 mois. Dans le cas des paquets à usage unique avec filtres autodessiccants, c'est au laboratoire que les filtres sont séparés des porte-filtres.

Dans le cas d'utilisation des ensembles de filtration stérile avec filtre autodessiccant intégré, il est primordial qu'il ne reste plus d'eau dans le porte-filtre.

Désinfection du matériel post-échantillonnage

La désinfection du matériel doit se faire entre chaque milieu humide échantillonné.

Notes importantes

Note importante n° 4

Si vous utilisez le Virkon^{MD} Aquatic, la solution de 2 % peut être conservée pendant une semaine (la coloration diminue avec le temps; si la solution n'est plus rose, vous devez en refaire). L'eau de Javel (en concentration d'hypochlorite de sodium variant de 3 à 6 %, en vente libre dans les commerces) est une option valable pour remplacer le Virkon^{MD} Aquatic.

Note importante n° 5

Si aucun de ces produits de rinçage n'est disponible, rincer abondamment le matériel avec de l'eau du robinet à la plus forte pression possible. Désinfecter le matériel dès que possible.

Note importante n° 6

En vue d'éviter la propagation des maladies et des espèces exotiques envahissantes, les précautions particulières décrites dans le *Protocole standardisé des procédures de stérilisation et d'échantillonnage d'eau afin de déterminer la présence d'espèces fauniques dans les milieux hydriques par analyses d'ADNe au Québec* (MFFP, 2021b) doivent être prises avant d'appliquer la procédure de désinfection pour l'ADNe.

Matériel

Les éléments requis pour désinfecter le matériel d'échantillonnage après les travaux sur le terrain sont les suivants :

- Virkon^{MD} Aquatic (en poudre; solution de 2 % : 20 g/L) ou une solution d'eau de Javel à 20 % (une partie d'eau de Javel dans quatre parties d'eau; p. ex., 200 ml d'eau de Javel dans 800 ml d'eau);
- Masque anti-poussière;
- Eau du robinet;
- Eau distillée;
- Pulvérisateur;
- Bacs avec couvercles (pour conserver les vêtements stériles).

Procédure de désinfection

Entre chaque milieu humide, il faut procéder à la désinfection de tout le matériel. Le rinçage du matériel n'a pas besoin d'être fait à l'eau distillée, il peut être fait à l'eau du robinet. Cependant, si vous rincez de l'équipement qui entre directement en contact avec l'ADNe, celui-ci doit être rincé à l'eau distillée. Voici la procédure :

1. Préparer une solution de 2 % de Virkon^{MD} Aquatic ou une solution d'eau de Javel de 20 % et la verser dans un pulvérisateur. Pour peser et préparer la solution de Virkon^{MD} Aquatic, un masque anti-poussière doit être porté.
 - a. Les imperméables et les bottes doivent être vaporisés :
 - i. Le temps d'attente est de 20 minutes pour le Virkon^{MD} Aquatic,
 - ii. Le temps d'attente est de 10 minutes pour la solution d'eau de Javel,
 - iii. Par la suite, le tout est rincé à l'eau.

Exigences et transfert des données, des échantillons et du matériel utilisé

Permis SEG

Se référer aux exigences formulées par la DGFA se trouvant sur le permis.

Les données doivent être saisies dans le format de fichier BORAQ tel qu'il est fourni avec le permis SEG. Les données seront transférées dans BORAQ par le Ministère et les données d'observation des espèces en situation précaire seront transmises au CDPNQ. Les autres données collectées, telles que l'effort d'inventaire avec le nombre de nids potentiels fouillés, le temps investi, etc., devront être fournies dans un rapport.

Norme à respecter pour les documents traitant de l'ADNe

Tous les documents produits doivent répondre à la norme nationale du Canada CSA W 214:21 (Groupe CSA, 2021).

Formulaire papier

Selon la méthode de détection choisie, toutes les données devront être inscrites sur les formulaires de prise de données suivants :

- 1- *Formulaire de prise de données — Inventaire des salamandres de ruisseaux — Recherche active* (annexe B)
- 2- *Formulaire de prise de données — Échantillonnage de l'ADNe pour la détection des salamandres de ruisseaux* (annexe D)

Il est important d'apporter ce formulaire sur le terrain et d'y inscrire directement les données de manière à s'assurer que toutes les informations sont notées.

Remplir toutes les sections du formulaire et, si possible, y joindre des photos. Inscrire « ND » ou faire un trait lorsque l'information n'est pas disponible.

Il est recommandé de faire une copie du formulaire papier ou de le prendre en photo par précaution après chaque journée passée sur le terrain.

Dans la mesure du possible, le Ministère demande la collaboration des consultants et de ses partenaires pour obtenir les résultats de détection par ADNe des salamandres de ruisseaux (pour les coordonnées des différentes directions, consulter Gouvernement du Québec, 2023a).

Formulaire électronique

Des formulaires électroniques sont fournis, sur demande, par le Ministère aux personnes détenant un compte ArcGIS Online. Cette option est encouragée, puisqu'elle accélère le traitement et la diffusion de l'information.

Échantillons pour l'analyse d'ADNe

Dans le cas des analyses effectuées par le MELCCFP et ses partenaires, les filtres contenus dans les sacs Whirl-Pak^{MD} et les sacs contenant les porte-filtres à usage unique avec filtres autodessiccants doivent être acheminés à l'adresse suivante :

Anne-Marie Béland, responsable des analyses d'ADNe pour l'herpétofaune
Service de la conservation de la biodiversité et des milieux humides
Division de la biodiversité
Ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs
880, chemin Sainte-Foy, 2.00
Québec (Québec) G1S 4X4

Pour les consultants, les échantillons d'eau doivent être acheminés à un laboratoire privé ou universitaire spécialisé dans les analyses d'ADNe. Il est important de suivre les indications et les procédures des différents laboratoires pour s'assurer de la validité des résultats.

Élimination du matériel en plastique souillé

Pour les travaux du Ministère seulement, le matériel requis pour le prélèvement et la filtration des échantillons d'eau (p. ex., gants à usage unique, bouteilles, porte-filtres, filtres, etc.) est fourni par le Service de la conservation de la biodiversité et des milieux humides (SCBMH). Veuillez contacter la responsable des analyses d'ADNe pour l'herpétofaune pour obtenir de plus amples détails.

Dans une optique de développement durable, le bureau de Québec du Ministère offre également à ses collègues le service d'élimination du matériel plastique souillé. Cette gestion se fait par l'entremise d'un service de recyclage offert par une entreprise privée spécialisée dans le domaine. Pour en bénéficier, il suffit de retourner tout le matériel souillé, y compris les gants à usage unique, à la responsable des analyses d'ADNe pour l'herpétofaune.

Pour les consultants et les partenaires, il faut se renseigner auprès des fournisseurs d'équipement d'échantillonnage d'ADNe pour connaître les modalités d'élimination offertes.

Espèces exotiques envahissantes

Si des EEE sont détectées durant l'échantillonnage, il est fortement recommandé de rapporter ces observations au moyen de l'outil de détection du Ministère (gouvernement du Québec, 2020) : Sentinelle.

Sentinelle est un outil de détection des EEE composé d'une application mobile et d'un système cartographique accessible sur le Web. Cet outil de détection permet de faire des rapports sur les plantes et des animaux exotiques envahissants les plus préoccupants et de les consulter. Le rapport se fait directement en ligne ou au moyen de l'application mobile (gouvernement du Québec, 2020).

Références

- AKRE, T. S., L. D. PARKER, E. RUTHER, J. E. MALDONADO, L. LEMMON et N. R. McINERNEY (2019). "Concurrent visual encounter sampling validates eDNA selectivity and sensitivity for the endangered wood turtle (*Glyptemys insculpta*)", *PLoS ONE*, 14 (4): e0215586.
- ALVO, R. et J. BONIN (2003). *Rapport sur la situation de la salamandre sombre des montagnes* (*Desmognathus ochrophaeus*) au Québec, Société de la faune et des parcs du Québec, Direction du développement de la faune, 32 p.
- ANDRUSZKIEWICZ, E. A., L. M. SASSOUBRE et A. B. BOEHM (2017). "Persistence of marine fish environmental DNA and the influence of sunlight", *PLoS One*, 12 (9): 1-19.
- BAILEY, L. L. (2002). *Estimating detection probabilities for terrestrial salamanders in Great Smoky Mountains National Park*, thèse de doctorat, North Carolina State University, Raleigh, North Carolina, 148 p.
- BAILEY, L. L., T. R. SIMONS et K. H. POLLOCK (2004a). "Estimating site occupancy and species detection probability parameters for terrestrial salamanders", *Ecological Applications*, 14 (3): 692-702.
- BAILEY, L. L., T. R. SIMONS et K. H. POLLOCK (2004b). "Estimating detection probability parameters for *Plethodon* salamanders using the robust capture-recapture design", *Journal of Wildlife Management*, 68 (1): 1-13.
- BAILEY, L. L., W. L. KENDALL, D. R. CHURCH et H. M. WILBUR (2004c). "Estimating survival and breeding probability for pond-breeding amphibians: a modified robust design", *Ecology*, 85: 2456-2466.
- BARATA, I. M., R. A. GRIFFITHS et M. S. RIDOUT (2017). "The power of monitoring: optimizing survey designs to detect occupancy changes in a rare amphibian population", *Scientific Reports*, 7: 16491.
- BARBOUR, R. W., HARDIN, J. W., SCHAFER, J. P. et M. J. HARVEY (1969). "Home range, movements, and activity of the dusky salamander, *Desmognathus fuscus*", *Copeia*, 1969 (2): 293-297.
- BARNES, M. A., C. R. TURNER, C. L. JERDE, M. A. RENSHAW, W. L. CHADDERTON et D. M. LODGE (2014). "Environmental conditions influence eDNA persistence in aquatic systems", *Environmental Science and Technology*, 48 (3): 1819-1827.
- BARR, G. E. et K. J. BABBITT (2001). "A comparison of 2 techniques to sample larval stream salamanders", *Wildlife Society Bulletin*, 29: 1238-1242.
- BIDER, J. R. et S. MATTE (1994). *Atlas des amphibiens et reptiles du Québec*, Société d'histoire naturelle de la vallée du Saint-Laurent et ministère de l'Environnement et de la Faune, 106 p.
- BISHOP, S. C. (1941). The salamanders of New York, The New York State Museum, Bulletin 324, 365 p.
- BONIN, J. (1991). Effect of forest age on woodland amphibians and the habitat and status of stream salamanders in southwestern Quebec, M.Sc. thesis, McGill University, Montréal, 85 p.
- BONIN, J. (1999). *COSEWIC Status Report on the Northern Dusky Salamander (Desmognathus fuscus) in Canada*, McGill University, Montréal, 21 p.

- BOULINIER, T., J. D. NICHOLS, J. R. SAUER, J. E. HINES et K. H. POLLOCK (1998). "Estimating species richness: the importance of heterogeneity in species detectability", *Ecology*, 79: 1018-1028.
- BOUTHILLIER, L. (2011). *Protocole d'inventaire des salamandres de ruisseaux pour le sud du Québec*, document interne, adapté de Dubois, Laurendeau et Boutin (2011), ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs, Longueuil, DEX 6-13, 9 p.
- BOUTIN, A. (2006). *Caractérisation de l'habitat d'une communauté de salamandres de ruisseaux comportant des hybrides*, mémoire présenté à la Faculté des études supérieures en vue de l'obtention du grade de Maître ès Sciences (M. Sc.) en sciences biologiques, Université de Montréal, Département des sciences biologiques, 92 p.
- BRUCE, R. C. (1978). "Life-history patterns of the Spring Salamander, *Gyrinophilus porphyriticus* in the Cowee Mountains, North Carolina", *Herpetologica*, 34: 325-332.
- BUXTON, A. S., J. J. GROOMBRIDGE et R. A. GRIFFITHS (2018). "Seasonal variation in environmental DNA detection in sediment and water samples", *PLoS ONE*, 13 (1): e0191737.
- CCPA (2004). *Recommandations du CCPA spécifiques aux espèces : les amphibiens et les reptiles*, Conseil canadien de protection des animaux, 31 p.
- COSEPAC (2007). *Évaluation et Rapport de situation du COSEPAC sur la salamandre sombre des montagnes (Desmognathus ochrophaeus) (population des Grands Lacs et du Saint-Laurent et population carolinienne) au Canada — Mise à jour*, Comité sur la situation des espèces en péril au Canada, Ottawa, 39 p.
- COSEPAC (2012). *Évaluation et Rapport de situation du COSEPAC sur la salamandre sombre du nord (Desmognathus fuscus) au Canada*, Comité sur la situation des espèces en péril au Canada, Ottawa, 65 p.
- CRÉPIN, D. (2001). *Dynamique migratoire de la salamandre à deux lignes et inventaire de la faune amphibienne de la vallée de la rivière Éternité*, mémoire de maîtrise, Université du Québec à Chicoutimi, 101 p. + annexes.
- DeGRAAF, R. M. et D. D. RUDIS (1990). "Herpetofaunal species composition and relative abundance among three New England forest types", *Forest Ecology and Management*, 32: 155-165.
- 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.
- DEJEAN, T., A. VALENTINI, A., DUPARC, S. PELLIER-CUIT, F. POMPANON, P. TABERLET et C. MIAUD (2011). "Persistence of environmental DNA in freshwater ecosystems", *PLoS One*, 6 (8): 4-8.
- DESROSIERS, N. (2003). *Fiches de caractérisation et mesures spécifiques d'atténuation des espèces fauniques menacées, vulnérables ou susceptibles d'être ainsi désignées*, fiches préparées pour les espèces présentes dans la zone affectée par la tempête de verglas de janvier 1998, Société de la faune et des parcs du Québec pour le ministère des Ressources naturelles dans le cadre des programmes spéciaux d'assistance financière pour les propriétaires de boisés endommagés par la tempête de verglas de janvier 1998, document interne.

- DiRENZO, G. V., A. V. LONGO, C. R. MULETZ-WOLZ, A. P. PESSIER, J. A. GOODHEART et K. R. LIPS (2021). "Plethodontid salamanders show variable disease dynamics in response to *Batrachochytrium salamandrivorans* chytridiomycosis", *Biological Invasions*, 23: 2797-2815.
- DODD JR, C. K. et R. M. DORAZIO (2004). "Using counts to simultaneously estimate abundance and detection probabilities in a salamander community", *Herpetologica*, 60 (4): 468-478.
- DUBÉ, J. et J.-F. DESROCHES (2007). *Les écrevisses du Québec*, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction de l'aménagement de la faune de l'Estrie, de Montréal et de la Montérégie, Longueuil, 51 p. + annexes.
- DUBOIS, Y., C. LAURENDEAU et A. BOUTIN (2011). *Projet d'inventaire de salamandres pourpres dans le Centre-du-Québec et Chaudière-Appalaches en 2011*, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Secteur Faune Québec, Direction de l'expertise sur la faune et ses habitats, Service de la biodiversité et des maladies de la faune, 24 p.
- EDWARDS, E., T. K. PAULEY et J. L. WALDRON (2016). "Estimating spring salamander detection probability using multiple methods", *Journal of Herpetology*, 50 (1): 126-129.
- ENVIRONNEMENT CANADA (2014). *Programme de rétablissement de la salamandre sombre des montagnes (Desmognathus ochrophaeus), population des Grands Lacs et du Saint-Laurent, au Canada*, Série de Programmes de rétablissement de la Loi sur les espèces en péril, Environnement Canada, Ottawa, 26 p.
- ÉQUIPE DE RÉTABLISSEMENT DES SALAMANDRES DE RUISSEAUX DU QUÉBEC (2021). *Plan de rétablissement de la salamandre pourpre (Gyrinophilus porphyriticus) au Québec — 2021-2031*, produit pour le ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs, Direction générale de la gestion de la faune et des habitats, 69 p.
- FRENETTE, M. (2008). *Plan de conservation des salamandres de ruisseaux au mont Covey Hill, Montérégie*, Conservation de la nature Canada et Équipe de rétablissement des salamandres de ruisseaux, Montréal, 57 p.
- GOVERNEMENT DE L'ONTARIO (2018). *Rapport d'évaluation de la salamandre pourpre* [En ligne] [<https://www.ontario.ca/fr/page/rapport-devaluation-de-la-salamandre-pourpre>] (Consulté le 11 janvier 2023).
- GOVERNEMENT DU QUÉBEC (2020). *Sentinelle*, ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques [En ligne] [<https://www.pub.enviroweb.gouv.qc.ca/scc/#no-back-button>] (Consulté le 7 février 2023).
- GOVERNEMENT DU QUÉBEC (2023a). *Réseau régional* [En ligne] [<https://www.quebec.ca/gouv/ministere/forets-faune-parcs/coordonnees-du-ministere/reseau-regional/#c13507>] (Consulté le 14 février 2023).
- GOVERNEMENT DU QUÉBEC (2023b). *Liste des espèces fauniques menacées ou vulnérables* [En ligne] [<https://www.quebec.ca/agriculture-environnement-et-ressources-naturelles/faune/gestion-faune-habitats-fauniques/especes-fauniques-menacees-vulnerables/liste>] (Consulté le 14 février 2023).

- GOUVERNEMENT DU QUÉBEC (2023c). *Demande de permis SEG pour la capture d'animaux sauvages à des fins scientifiques, éducatives ou de gestion de la faune* [En ligne] [<https://mffp.gouv.qc.ca/le-ministere/permis-autorisations/permis-seg/>] (Consulté le 14 février 2023).
- GRAY, M. J., J. P. LEWIS, P. NANJAPPA, B. KLOCKE, F. PASMANS, A. MARTEL, C. STEPHEN, G. P. OLEA, S. A. SMITH, A. SACERDOTE-VELAT et M. R. CHRISTMAN (2015). “*Batrachochytrium salamandrivorans*: the North American response and a call for action”, *PLoS pathogens*, 11 (12): p.e1005251.
- GREENE, B. T., W. H. LOWE et G. E. LIKENS (2008). “Forest succession and prey availability influence the strength and scale of terrestrial-aquatic linkages in a headwater salamander system”, *Freshwater Biology*, 53: 2234-2243.
- GROUPE CSA (2021). *CSA W 214 :21 – Exigences en matière de terminologie et de production de rapports sur l'ADN environnemental (ADNe)*, Norme nationale du Canada, Conseil canadien des normes, Association canadienne de normalisation, 27 p.
- GROVER, M. C. et H. M. WILBUR (2002). “Ecology of ecotones: interactions between salamanders on a complex environmental gradient”, *Ecology*, 83: 2112-2123.
- GTCSH (2017). *Protocole de décontamination pour le travail sur le terrain avec les amphibiens et les reptiles au Canada*, 8 p. + annexe.
- HAIRSTON, N. G. (1949). “The local distribution and ecology of the plethodontid salamanders of the Southern Appalachians”, *Ecological Monographs*, 19: 47-73.
- HAMMERSON, G. A., D. SCHWEITZER, L. MASTER, J. CORDEIRO, A. TOMAINO, L. OLIVER et J. NICHOLS (2020). *Ranking species occurrences: A generic approach and decision key*, NatureServe, 16 p.
- HERNÁNDEZ-PACHECO, R., C. SUTHERLAND, L. M. THOMPSON et K. L. GRAYSON (2019). “Unexpected spatial population ecology of a widespread terrestrial salamander near its southern range edge”, *Royal Society Open Science*, 6: 182192.
- HOLOMUZKI, J. R. (1982). “Homing behavior of *Desmognathus ochrophaeus* along a stream”, *Journal of Herpetology*, 16: 307-309.
- HUHEEY, J. E. et R. A. BRANDON (1973). “Rock-face populations of the mountain salamander, *Desmognathus ochrophaeus*, in North Carolina”, *Ecological Monographs*, 43: 59-77.
- HYDE, E. J. et T. R. SIMONS (2001). “Sampling plethodontid salamanders: Sources of variability”, *Journal of Wildlife Management*, 65: 624-632.
- JENKINS, C. L., K. MCGARIGAL et L. R. GAMBLE (2002). “A comparison of aquatic surveying techniques used to sample *Ambystoma opacum* larvae”, *Herpetological Review*, 33: 33-35.
- JUTRAS, J. (2003). *Plan d'intervention sur les salamandres de ruisseaux du Québec*, Direction du développement de la faune, Société de la faune et des parcs du Québec, Québec, 26 p.

- KROLL, A. J., K. RISENHOOVER, T. MCBRIDE, E. BEACH, B. J. KERNOHAN, J. LIGHT et J. BACH (2008). "Factors influencing stream occupancy and detection probability parameters of stream-associated amphibians in commercial forests of Oregon and Washington, USA", *Forest Ecology and Management*, 255 (11): 3726-3735.
- LAPOINTE, F.-J. et I. LEFEBVRE (2008). *Protocole d'échantillonnage de la salamandre sombre des montagnes (Desmognathus ochrophaeus) à Covey Hill à des fins de suivi à long terme des populations*, rapport rédigé pour l'Équipe de rétablissement des salamandres de ruisseaux, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, 28 p.
- LOWE, W. H. (2003). "Linking dispersal to local population dynamics: A case study using a headwater salamander system", *Ecology*, 84 (8): 2145-2154.
- LOWE, W. H. (2010). "Explaining long-distance dispersal: effects of dispersal distance on survival and growth in a stream salamander", *Ecology*, 91 (10): 3008-3015.
- LOWE, W. H. et D. T. BOLGER (2002). "Local and landscape-scale predictors of salamander abundance in New Hampshire headwater streams", *Conservation Biology*, 16 (1): 183-193.
- LOWE, W. H. et M. A. McPEEK (2012). "Can natural selection maintain long-distance dispersal? Insight from a stream salamander system", *Evolution Ecology*, 26: 11-24.
- LOWE, W. H., G. E. LIKENS et B. J. CONSENTINO (2006a). "Self-organisation in streams: the relationship between movement behaviour and body condition in a headwater salamander", *Freshwater Biology*, 51: 2052-2062.
- LOWE, W. H., G. E. LIKENS, M. A. McPEEK et D. C. BUSO (2006b). "Linking direct and indirect data on dispersal: isolation by slope in a headwater stream salamander", *Ecology*, 87: 334-339.
- LOWE, W. H., NISLOW, K. H. et G. E. LIKENS (2005). "Forest structure and stream salamander diets: Implications for terrestrial-aquatic connectivity", *Verhandlungen des Internationalen Verein Limnologie*, 29: 279-86.
- MacCULLOCH, R. D. et J. R. BIDER (1975). "Phenology, migration, circadian rhythm and the effect of precipitation on the activity of *Eurycea b. bisleanata* in Quebec", *Herpetologica*, 31: 433-439.
- MacKENZIE, D. I., J. D. NICHOLS, G. B. LACHMAN, S. DROEGE, J. A. ROYLE et C. A. LANGTIMM (2002). "Estimating site occupancy rates when detection probabilities are less than one", *Ecology*, 83: 2248-2255.
- MAZEROLLE, M. J., L. L. BAILEY, W. L. KENDALL, J. A. ROYLE, S. J. CONVERSE et J. D. NICHOLS (2007). "Making great leaps forward: accounting for detectability in herpetological field studies", *Journal of Herpetology*, 41: 672-689.
- McGHEE, J. D. (2016). "Occupancy rates and detection probabilities of red-backed salamanders on the Virginia Fall Line", *Virginia Journal of Science*, 67 (1): 9-18.
- MELCCFP (2022). *Recueil des protocoles standardisés d'inventaires de salamandres à quatre orteils au Québec*, gouvernement du Québec, Québec, 37 p. + annexes.
- MFFP (2015). *Protocole d'inventaire des salamandres du Québec*, Secteur de la faune, gouvernement du Québec, Québec, 9 p. + annexes.

- MFFP (2018a). *Protocole d'inventaire des salamandres de ruisseaux en situation précaire du Québec*, 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, 13 p.
- MFFP (2018b). *Guide des bonnes pratiques en milieu aquatique dans le but de prévenir l'introduction et la propagation d'espèces aquatiques envahissantes*, gouvernement du Québec, ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs, 32 p.
- MFFP (2019). *Protocole d'inventaire des salamandres de ruisseaux en situation précaire du Québec*, Direction de la gestion de la faune de l'Estrie, de Montréal, de la Montérégie et de Laval, Secteur des opérations régionales, 13 p.
- MFFP (2021a). *Classification standardisée des menaces affectant la biodiversité — Définitions pour le Centre de données sur la conservation (CDC) du Québec v1.0*, ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs, gouvernement du Québec, Québec, 26 p.
- MFFP (2021b). *Protocole standardisé des procédures de stérilisation et d'échantillonnage d'eau afin de déterminer la présence d'espèces fauniques dans les milieux hydriques par analyses d'ADNe au Québec*, gouvernement du Québec, Québec, 13 p.
- MRNF (2008). *Protection des espèces menacées ou vulnérables en forêt publique — Les salamandres de ruisseaux : la salamandre pourpre (Gyrinophilus porphyriticus), la salamandre sombre des montagnes (Desmognathus ochrophaeus) et la salamandre sombre du Nord (Desmognathus fuscus)*, Faune Québec, Direction de l'expertise sur la faune et ses habitats et Forêt Québec, Direction de l'environnement forestier, 38 p.
- MRNF et CNC (2012). *Inventaires et désignation de l'habitat légal de la salamandre sombre des montagnes*, rapport technique, 8 p.
- MRN (2013). *Protocole d'inventaire des salamandres du Québec*, DEX 6-13, non paginé + annexes.
- NEVERS, M. B., M. N. BYAPPANAHALLI, C. C. MORRIS, D. SHIVELY, K. PRZYBYLA-KELLY, A. M. SPOLJARIC, J. DICKEY et E. F. ROSEMAN (2018). "Environmental DNA (eDNA): A tool for quantifying the abundant but elusive round goby (*Neogobius melanostomus*)", *PLoS One*, 13 (1): e0191720.
- OTIS, D. L., K. P. BURNHAM, G. C. WHITE et D. R. ANDERSON (1978). "Statistical inference from capture data on closed animal populations", *Wildlife Monographs*, 62: 3-135.
- PERKINS, D. W. et M. L. HUNTER JR (2006). "Use of amphibians to define riparian zones of headwater streams", *Canadian Journal of Forest Research*, 36: 2124-2130.
- PETRANKA, J. W. (2010). *Salamanders of the United States and Canada*, Smithsonian Institution Press, Washington, 587 p.
- PETRANKA, J. W. et C. K. SMITH (2005). "A functional analysis of streamside habitat use by southern Appalachian salamanders: Implications for riparian forest management", *Forest Ecology and Management*, 210: 443-454.
- PIERSON, T. W., A. M. MCKEE, S. F. SPEAR, J. C. MAERZ, C. D. CAMP et T. C. GLENN (2016). Detection of an enigmatic Plethodontid salamander using environmental DNA, *Copeia*, 104 (1): 78-82.

- PLANTE, F., P. BOURGAULT, Y. DUBOIS et L. BERNATCHEZ (2021). "Environmental DNA as a detection and quantitative tool for stream-dwelling salamanders: A comparison with the traditional active search method", *Environmental DNA*, 00: 1-14.
- PRICE, S. J., E. A. ESKEW, K. K. CECALA, R. A. BROWNE et M. E. DORCAS (2012). "Estimating survival of a streamside salamander: Importance of temporary emigration, capture response, and location", *Hydrobiologia*, 679 (1): 205-215.
- RICHGELS, K. L. D., R. E. RUSSELL, M. J. ADAMS, C. L. WHITE et E. H. C. GRANT (2016). "Spatial variation in risk and consequence of *Batrachochytrium salamandrivorans* introduction in the USA", *Royal Society Open Science*, 3: 150616.
- RODRIGUE, D. et J.-F. DESROCHES (2018). *Amphibiens et reptiles du Québec et des Maritimes*, Éditions Michel Quintin, Montréal, Québec, 376 p.
- RUDIS, D. D. (1984). *Amphibian and reptile habitat associations in three New England forest cover types*, M.Sc. thesis, University of Massachusetts, Massachusetts, 78 p.
- RUTHERFORD, A., LEROUX, G., SENEAL, C., BOUTIN, A. et C. MADRAMOOTOO (2004). *Using quantitative methods to gather small stream flow data for habitat characterization*, Société de conservation et d'aménagement du bassin de la rivière Châteauguay (SCABRIC), 20 p.
- SAINT-GERMAIN, M. (2014). *Revue de littérature sur les besoins en habitat de la salamandre pourpre (Gyrinophilus porphyriticus)*, document interne, Environnement Canada, Service canadien de la faune, non paginé.
- SASSOUBRE, L. M., K. M. YAMAHARA, L. D. GARDNER, B. A. BLOCK et A. B. BOEHM (2016). "Quantification of environmental DNA (eDNA) shedding and decay rates for three marine fish", *Environmental Science and Technology*, 50 (19): 10456-10464.
- SCHMIDT, B. R. et J. PELLET (2009). "Quantifying abundance: counts, detection probabilities, and estimates" (p. 465-479), dans Dodd Jr, C. K. (éditeur). *Amphibian ecology and conservation*, Oxford University Press.
- SEBURN, D. C. et E. MALLON (2017). "Has the Eastern red-backed salamander (*Plethodon cinereus*) declined in Ontario?", *Canadian Field-Naturalist*, 131 (2): 115-119.
- SHARBEL, T. F. et J. BONIN (1992). "Nothorn most record of *Desmognathus ochrophaeus*: Biochemical identification in the Chateauguay River drainage basin, Quebec", *Journal of Herpetology*, 26: 505-508.
- STRICKLER, K. M., A. K. FREMIER et C. S. GOLDBERG (2015). "Quantifying effects of UV-B, temperature, and pH on eDNA degradation in aquatic microcosms", *Biological Conservation*, 183: 85-92.
- THOMAS, A. C., P. L. NGUYEN, J. HOWARD et C. S. GOLDBERG (2019). "A self-preserving, partially biodegradable eDNA filter", *Methods in Ecology and Evolution*, 10: 1136-1141.
- THOMSEN, P. F., J. KIELGAST, L. L. IVERSEN, C. WIUF, M. RASMUSSEN, M. T. P. GILBERT, L. ORLANDO et E. WILLERSLEV (2012). "Monitoring endangered freshwater biodiversity using environmental DNA", *Molecular Ecology*, 21 (11): 2565-2573.

YAP, T. A., N. T. NGUYEN, M. SERR, A. SHEPACK et V. T. VREDENBURG (2017). "*Batrachochytrium salamandrivorans* and the risk of a second amphibian pandemic", *EcoHealth*, 14 (4): 851-64.

Annexe A Procédure abrégée — Recherche active

Protocole standardisé Inventaire des salamandres de ruisseaux au Québec

Procédure abrégée – Recherche active –

Objectifs

- Confirmer la présence des espèces de salamandres de ruisseaux afin d'en tenir compte dans le cadre d'évaluations environnementales de projets pouvant avoir des répercussions sur celles-ci ou leurs habitats.
- Fournir un indice standardisé de captures par unité d'effort, basé sur un nombre de structures soulevées et une taille de parcelle standard.
- Améliorer les connaissances sur la répartition des espèces de salamandres de ruisseaux.

Méthode

Matériel

- Contenant avec de l'eau propre sans chlore;
- Petite épuisette pour poissons d'aquarium;
- Sacs ZiplocMD;
- Contenants de verre ou de plastique transparent;
- Gants à usage unique sans talc en nitrile;
- Ruban à mesurer (minimum 25 m);
- Ruban à marquer (flag tape);
- Thermomètre;
- Petite règle (p. ex., 15 cm);
- GPS et piles de rechange;
- Compteur manuel (« cliqueur »);
- Appareil photo;
- Procédure abrégée du protocole;
- Formulaire de prise de données;
- Étiquette en papier à l'épreuve de l'eau et crayons de plomb;
- Guide d'identification;
- Loupe;
- Lampe frontale;
- Matériel de désinfection de l'équipement et de lavage des mains;
- Une copie du permis SEG délivré par le Ministère et CBSA.

Protocole standardisé Inventaire des salamandres de ruisseaux au Québec

Procédure abrégée (suite) – Recherche active –

Périodes d'inventaire et effort pour effectuer les inventaires de salamandres de ruisseaux au Québec

Périodes	Activités visées	Effort	
		Parcelle	Nombre de visites
Recherche active			
1 ^{er} mai au 30 juin	Sortie des abris d'hivernage, dispersion et reproduction	25 m linéaires Soulever un maximum d'abris ¹	2
1 ^{er} août au 30 septembre ²	Retour vers les abris hivernaux et reproduction	25 m linéaires Soulever un maximum d'abris	2

1 : Roches et bois, de plus de 6 cm de diamètre et enfouis de moins du tiers de leur volume. Les abris doivent être configurés de manière à abriter les salamandres (p. ex., espace disponible entre la structure et le lit du cours d'eau). Les objets retournés doivent offrir un potentiel d'occupation.

2 : Éviter les périodes de canicule en août. La fin de cette période peut se prolonger jusqu'à la chute des feuilles (variable selon les années et les régions).

Effort

Les visites doivent être réalisées en fonction de l'effort suggéré pour confirmer l'absence de salamandres (donc 4 visites au total), sinon les inventaires peuvent cesser dès que les espèces visées par le permis sont observées.

- Pour un inventaire standard, 25 m linéaires × (largeur moyenne du ruisseau + bandes riveraines de 1 m).
- Pour une étude d'avant-projet, l'inventaire doit viser minimalement tous les cours d'eau temporaires ou permanents propices aux salamandres de ruisseaux qui se trouvent dans l'aire des travaux.
- Pour des travaux ponctuels qui traversent un cours d'eau, la recherche active est effectuée sur 25 m de part et d'autre d'un point de traverse, pour un total de 50 m linéaires.
- Pour des inventaires effectués sur de grandes superficies, appliquer la balise d'une parcelle inventoriée à tous les 200 m de cours d'eau ou un nombre de 5 parcelles/km de cours d'eau, ou appliquer les recommandations de la DGFa consultée.
- Dans le cadre d'inventaires visant à vérifier la présence de salamandres de ruisseaux en situation précaire dans un but de conservation de leur habitat, l'objectif est de documenter minimalement une mention de présence par kilomètre de cours d'eau. Sur un même cours d'eau, on peut alors appliquer un pas d'échantillonnage de 400 m pour la station suivante, après chaque station où la présence d'une espèce en situation précaire a été détectée.

Le temps requis pour parcourir le tronçon de 25 m doit être pris en note sur les fiches de terrain ainsi que le nombre de personnes participant à l'inventaire. Un compteur manuel peut être utilisé pour aider à dénombrer les structures soulevées.

Protocole standardisé Inventaire des salamandres de ruisseaux au Québec

Procédure abrégée (suite) – Recherche active –

Technique d'inventaire

Recherche active

- Soulever tous les abris potentiels de plus de 6 cm de diamètre et enfouis de moins du tiers de leur volume.
- Une petite épuisette d'aquarium peut être utilisée pour capturer les larves de salamandres dans les pochettes d'eau sous les abris.
- Fouiller la litière dans le lit du cours d'eau, de l'aval vers l'amont, et jusqu'à 1 m sur la bande riveraine.
- Remettre tous les débris végétaux et structures déplacés dans leur position initiale.

Choix des stations d'inventaire

- Ruisseaux permanents, temporaires et résurgences, en milieu forestier. La station d'inventaire est choisie, dans le secteur visé en fonction d'un lit d'écoulement et d'abris potentiels (roches, crevasses, débris ligneux, etc.).

Capture et manipulation des individus

- Avoir les mains propres et humides, sans insectifuge, parfums, lotions ou autres substances potentiellement toxiques ou doivent enfiler des gants à usage unique en nitrile et sans talc et les humecter.
- Avoir un contenant d'eau propre sans chlore (eau du cours d'eau) pour nettoyer les salamandres capturées.
- Privilégier une méthode rapide et efficace de capture en saisissant l'animal par le corps en évitant de le soulever par la queue.
- Les captures non identifiables rapidement peuvent être maintenues temporairement dans un sac de plastique de type ZiplocMD, contenant de l'eau et de l'air.
- Conserver les salamandres capturées dans un environnement humide et frais, de préférence à l'ombre pour une période maximale de 10 minutes.
- Relâcher tous les spécimens à l'endroit même de leur capture en ayant pris soin de remettre l'abri dans son état initial.
- Décontaminer les sacs de plastique adéquatement entre chaque usage ou en utiliser des neufs.

Identification

L'identification des salamandres doit être faite par une personne ayant la formation ou l'expérience de terrain pour les identifier avec précision.

Guide Amphibiens et reptiles du Québec et des Maritimes (Rodrigue et Desroches, 2018).

Protocole standardisé Inventaire des salamandres de ruisseaux au Québec

Procédure abrégée (suite) – Recherche active –

Prise de données

Les données suivantes doivent être notées sur le formulaire de terrain :

- Nom du cours d'eau (si existant);
- Date;
- Nom des observateurs et leur affiliation;
- Temps de recherche (heure de début et de fin);
- Température de l'air;
- Température de l'eau;
- Numéro de la parcelle;
- Temps de recherche total (minutes × nombre de participants);
- Nombre de structures soulevées;
- Longueur et largeur moyenne de la parcelle;
- Coordonnées géographiques (degrés décimaux NAD83; début et fin de la parcelle);
- Type de couvert forestier (feuillus, mixte, résineux);
- Couvert nuageux (0-25 %, 25-50 %, 50-75 %, 75-100 %);
- Menaces;
- Code de l'espèce capturée ou vue;
- Nombre d'adultes;
- Nombre de juvéniles;
- Nombres d'œufs;
- Conditions hydrologiques (pluie moins de 48 heures, sécheresse);
- Coordonnées géographiques (degrés décimaux NAD83), s'il s'agit d'une espèce menacée, vulnérable ou susceptible d'être désignée;
- Signes de maladie (lésions cutanées, ulcères, léthargie, rougeurs cutanées, enflure des membres, hémorragies, lésions buccales, autres);
- Numéro des photos.

Codes d'identification des urodèles du Québec

Espèce	Code
Necture tacheté	NEMA
Salamandre à deux lignes	EUBI
Salamandre à points bleus	AMLA
Salamandre à quatre orteils	HESC
Salamandre cendrée	PLCI
Salamandre maculée	AMMA
Salamandre pourpre	GYPO
Salamandre sombre des montagnes	DEOC
Salamandre sombre du Nord	DEFU
Triton vert (elfe rouge)	NOVI

1 : Le code est composé des deux premières lettres de chaque mot du nom scientifique de l'espèce. En gras, les salamandres de ruisseaux visées par le protocole standardisé.

Protocole standardisé Inventaire des salamandres de ruisseaux au Québec

Procédure abrégée (suite) – Recherche active –

Si aucune salamandre n'est trouvée, cette information doit apparaître sur le formulaire de terrain (donnée zéro) et une photo du site est requise. L'absence de salamandres dans le milieu inventorié doit être mentionnée sur la feuille de terrain. Les salamandres ayant échappé à la capture doivent également être notées. Si une identification fiable a été faite, il faut indiquer l'espèce. Cependant, dans les cas douteux, il faut toujours indiquer la mention « sp. » pour « indéterminée ».

Idéalement, des données sur le substrat, sur l'écoulement et sur la qualité de l'eau devraient être notées et des échantillons d'eau devraient être prélevés et analysés.

Photographie des spécimens

- Inscrire la date, la station et le numéro de spécimen au crayon de plomb sur l'étiquette.
- Apposer l'étiquette près de l'animal pour la prise de photos.
- Prendre la photographie et noter son numéro (code, voir tableau suivant) sur le formulaire de terrain.

Désinfection du matériel

Entre chaque milieu humide, désinfecter l'équipement et les bottes pendant 15 minutes dans une solution de Virkon^{MD} Aquatic ou une solution d'eau de Javel (à faire loin du milieu humide).

**Annexe B Formulaire de prise de données — Inventaire des
salamandres de ruisseaux**

FORMULAIRE DE PRISE DE DONNÉES — INVENTAIRE DES SALAMANDRES DE RUISSEAUX

Nom cours d'eau (si existant) : _____ N° de parcelle : _____ Date (aaaa/mm/jj) : _____

Observateur(s) : _____ Affiliation : _____

Temps de recherche : Heure début : _____ Heure fin : _____ Températures Air : _____ °C Eau : _____ °C

Temps de recherche total (minutes × nombre de participants) : _____ Nombre de structures soulevées : _____

Parcelle : Longueur de la parcelle : _____ m Largeur moyenne de la parcelle : _____ m

Début parcelle : Latitude aval (DD) : _____ °N. Longitude aval (DD) : _____ °O. NAD83

Fin de la parcelle : Latitude amont (DD) : _____ °N. Longitude amont (DD) : _____ °O. NAD83

Couvert forestier : ☐ feuillus ☐ mixte ☐ résineux Couvert nuageux (encercler) : 0-25 % 25-50 % 50-75 % 75-100 %

Menaces

- | | |
|---|--|
| ☐ Zones résidentielles et urbaines denses | ☐ Prélèvement des eaux de surface |
| ☐ Zones commerciales et industrielles | ☐ Érosion et sédimentation naturelles |
| ☐ Sentiers récréatifs | ☐ <i>Rhamnus cathartica</i> (nerprun cathartique) |
| ☐ Élevage extensif extérieur (sur pâturages) | ☐ Prédation par les mésoprédateurs |
| ☐ Mines à ciel ouvert | ☐ Ectoparasites |
| ☐ Récolte de la tourbe | ☐ Agent pathogène fongique |
| ☐ Retrait total du couvert forestier | ☐ Déversement d'hydrocarbures |
| ☐ Retrait partiel du couvert forestier | ☐ Érosion du sol, sédimentation |
| ☐ Véhicules motorisés | ☐ Vagues de chaleur |
| ☐ Gestion de l'eau par ponceau | ☐ Sécheresse |
| ☐ Drainage en milieu agricole | ☐ Autre (précisez : _____) |
| ☐ Drainage en milieu forestier | |

Espèce ¹ (code) (voir tableau au verso)	Nombre d'adultes	Nombres de juvéniles	Nombres d'œufs	Signes de maladie (précisez) ³	Coordonnées géographiques si EMVS ² (voir tableau au verso)	N° des photos
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long.:	

2 : Espèces menacées, vulnérables ou susceptibles d'être désignées.

3 : Lésions cutanées, ulcères, léthargie, rougeurs cutanées, enflure des membres, hémorragies, lésions buccales, autre (à décrire en remarques ici-bas)

Remarques (si autre menace, la décrire ici) : _____

FORMULAIRE DE PRISE DE DONNÉES — INVENTAIRE DES SALAMANDRES DE RUISSEAUX (SUITE)

Site (nom cours d'eau) : _____ N° parcelle : _____ Date (aaaa/mm/jj) : _____

Espèce ¹ (code) (voir tableau plus bas)	Nombre d'adultes	Nombres de juvéniles	Nombres d'œufs	Signes de maladie Oui/Non	Coordonnées géographiques si EMVS ² (voir tableau plus bas)	N° des photos
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long.:	
					Lat.: Long.:	
					Lat.: Long.:	
					Lat.: Long.:	
					Lat.: Long.:	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	
					Lat. : Long. :	

2 : espèces menacées, vulnérables ou susceptibles d'être désignées.

Code ¹	Espèce	EMVS	Code ¹	Espèce	EMVS
GYPO	Salamandre pourpre	OUI	PLCI	Salamandre cendrée	NON
DEFU	Salamandre sombre du Nord	OUI	NOVI	Triton vert	NON
DEOH	Salamandre sombre des montagnes	OUI	EUBI	Salamandre à deux lignes	NON
AMLA	Salamandre à points bleus	NON	AMMA	Salamandre maculée	NON
NEMA	Necture tacheté	NON	HESC	Salamandre à quatre orteils	OUI

Annexe C Procédure abrégée — ADNe

Protocole standardisé Inventaire des salamandres de ruisseaux au Québec

Procédure abrégée – ADNe –

Objectifs

- Confirmer la présence des salamandres de ruisseaux afin d'en tenir compte dans le cadre d'évaluations environnementales de projets pouvant entraîner des répercussions sur celles-ci ou leurs habitats.
- Améliorer les connaissances sur la répartition des salamandres de ruisseaux.

Méthode

Le matériel requis pour faire l'échantillonnage d'eau est le suivant :

- Boîtier antichoc pour protéger et transporter la pompe pour la filtration;
- Pompe utilitaire portable (p. ex., ECOFLO, 350 gal/h, 12 V CC [Modèle n° PUP61DC]);
- Batterie 12 V rechargeable;
- Cylindre gradué de 2 L ou contenant gradué;
- Paquets de filtration ADNe stériles. Les sachets contiennent un porte-filtre avec filtre de 1 µm, un bout de tubulure pour échantillonner avec un préfiltre de 200 µm installé au bout avec un élastique (préalablement décontaminé) :
 - paquets à usage unique avec filtres autodessiccants,
 - paquets à usage unique (p. ex., de marque Smith-Root),
 - paquets réutilisables (c'est-à-dire porte-filtre désinfecté avec filtre, préfiltre installé au bout de la tubulure avec élastique et paire de pinces stériles);
- Tubulure d'échantillonnage de diamètre extérieur de 1/2" et de diamètre intérieur de 3/8" (1,23 cm × 1,9 cm) (p. ex., Waterra – LDPE – HDPE);
- Glacière pour conserver les échantillons (glacière électrique ou une glacière avec blocs réfrigérants de type Ice Packs^{MD});
- Gants en nitrile à usage unique;
- Bouteilles de 2 L;
- Eau distillée;
- Virkon^{MD} Aquatic (solution de 2 %);
- Sacs Whirl-Pak^{MD} (4 oz);
- Billes de silice;
- Filtre de nylon (160 µm; Dulytek^{MD}; 200 po × 2 po) (environ 5 cm de long) préalablement coupé;
- Contenant hermétique (p. ex., Tupperware^{MD}) pour y déposer les sacs Whirl-Pak^{MD};
- Sacs de poubelle;
- Thermomètre (°C);
- pH-mètre;
- Procédure abrégée;
- Formulaire de terrain et le nécessaire pour prendre des notes;
- GPS avec stations d'échantillonnage préalablement téléchargées;
- Perche avec porte-bouteille.

Protocole standardisé Inventaire de salamandres de ruisseaux au Québec

Procédure abrégée (suite) – ADNe –

Période d'échantillonnage

Il est recommandé de réaliser l'échantillonnage du 1^{er} mai au 30 septembre.

Effort d'échantillonnage et nombre d'échantillons

- Une seule section de cours d'eau de 200 m linéaire.
- 8 échantillons d'eau de 2 litres par 200 mètres linéaires, distancés de 25 m, de l'aval vers l'amont.

Localisation fine des sites d'échantillonnage

L'idée est d'augmenter la probabilité de récolter l'eau à proximité d'une salamandre. L'hypothèse est que plus l'échantillonnage est réalisé près d'une salamandre, plus il y a de chance de capter une molécule d'ADN de l'animal. La localisation des sites où sont prélevés les échantillons d'eau doit donc tenir compte des préférences d'habitats de l'espèce. Il est ainsi préférable de prélever l'eau au centre du cours d'eau, dans une section où l'eau est bien mélangée par l'écoulement. Un endroit relativement plat et libre de végétation doit se trouver à proximité de la station d'échantillonnage pour déposer l'équipement de prélèvement et permettre de travailler en évitant la contamination des échantillons.

Volume d'eau à échantillonner

Le volume minimal d'eau à échantillonner à chacune des stations est de **2 L**.

Procédure d'échantillonnage et de filtration sur le terrain

Pour s'assurer d'un échantillonnage réussi, les étapes suivantes doivent être respectées :

1. L'équipe sur le terrain devra être composée d'au moins deux personnes;
2. Une fois sur le site, l'échantillonneur doit ouvrir le boîtier de la pompe et s'assurer qu'elle est bien préparée;
3. Avant de commencer l'échantillonnage, il faut faire tourner le moteur de la pompe avec de l'eau distillée ou l'eau du milieu humide. Il s'agit de prendre l'eau sans aucun porte-filtre avec la tubulure qui se trouve normalement en amont du porte-filtre;
4. L'échantillonneur doit mettre des gants à usage unique et peut ensuite fixer la bouteille stérile (neuve ou stérilisée) de 2 L au porte-bouteille (perche d'au moins 2 m de longueur), sans toucher au manche (manche manipulé par l'aide-échantillonneur);

LES GANTS À USAGE UNIQUE DOIVENT ÊTRE CHANGÉS ENTRE CHAQUE STATION D'ÉCHANTILLONNAGE S'ILS ONT ÉTÉ EN CONTACT AVEC LA POMPE OU TOUT AUTRE MATÉRIEL QUI EST UTILISÉ D'UN SITE À UN AUTRE SANS POUVOIR ÊTRE DÉSINFECTÉ « TOTALEMENT ».

Protocole standardisé Inventaire de salamandres de ruisseaux au Québec

Procédure abrégée (suite) – ADNe –

5. La bouteille peut maintenant être plongée dans l'eau à l'aide de la perche manipulée par l'aide-échantillonneur. L'eau doit être collectée à une profondeur maximale de 1 m. Si le fond se retrouve à moins de 1 m, il faut faire attention de ne pas toucher le fond avec le système d'échantillonnage (perche et bouteille). Cela remet en suspension les sédiments et pourrait fausser le résultat.
6. L'échantillonneur doit ouvrir un paquet Smith-Root, ou réutilisable, ou à usage unique avec filtre autodessiccant, pour sortir le porte-filtre et les deux tubulures. La tubulure 1/2" × 3/8" doit être fixée sur le bout du porte-filtre qui se connecte à la pompe.
7. La plus grande tubulure est insérée dans la bouteille d'eau collectée. Ensuite, la tubulure de sortie de la pompe doit être mise dans un cylindre gradué (ou contenant gradué). La pompe peut maintenant être démarrée.
8. L'échantillonneur doit filtrer un maximum de 2 L d'eau. Lorsque la pompe présente une résistance au pompage, souvent dans les eaux troubles où les filtres se saturent plus vite, il est important d'arrêter la filtration avant que le filtre ne se brise (de 1 L à 1,5 L). Il est aussi important de noter le volume exact d'eau filtrée.
9. Si vous utilisez un porte-filtre avec filtre autodessiccant, retirez les tubulures du porte-filtre et remettez le porte-filtre dans son sac de plastique, passer au point 13.
10. Pour les autres porte-filtres (Smith-Root ou réutilisable), l'échantillonneur doit :
 - Sortir un sac Whirl-PAK^{MD} contenant des billes de silice et inscrire le numéro de la station avec un crayon permanent;
 - Prendre la pince dans le sachet stérile (en s'assurant de ne pas toucher les bouts de la pince);
 - Ouvrir le porte-filtre;
 - Enlever délicatement le filtre du porte-filtre avec la pince;
 - Plier le filtre avec la pince, idéalement à deux reprises (en s'assurant que les particules filtrées sont à l'intérieur);
 - Mettre le filtre plié dans la pochette de nylon Dulytek^{MD} (préalablement mis dans un sac Whirl-PAK^{MD}) avec un fond de billes de silice;
 - Toujours avec la pince, pousser la pochette de nylon (contenant le filtre) au fond du sac de silice;
 - Enlever le plus d'air possible du sac, replier le rebord sur lui-même et fermer le sac à l'aide des languettes jaunes.

NE PAS TOUCHER LE FILTRE NI L'INTÉRIEUR DE LA POCHETTE DE NYLON!

11. Mettre le sac Whirl-PAK^{MD} dans un contenant hermétique et déposer ce dernier dans la glacière.
12. Répéter les étapes 4 à 11 pour toutes les stations à échantillonner.

Protocole standardisé Inventaire de salamandres de ruisseaux au Québec

Procédure abrégée (suite) – ADNe –

13. Pour chaque milieu humide échantillonné, un blanc de procédure (blanc d'échantillonnage) devra être fait :
- Pour le blanc d'échantillonnage, de l'eau distillée est versée dans une bouteille de 2 L neuve (comme celle ayant servi à la collecte des autres échantillons) et cette eau doit être filtrée selon la même méthode et la même séquence qui a été appliquée pour la collecte des échantillons au site.

LES SACS WHIRL-PAK^{MD} CONTENANT LES FILTRES DOIVENT TOUJOURS ÊTRE CONSERVÉS AU FROID (4 °C) SUR LE TERRAIN.

LES SACS CONTENANT LES PORTE-FILTRES AVEC FILTRE AUTODESSICCANT PEUVENT ÊTRE CONSERVÉS À TEMPÉRATURE AMBIANTE EN ATTENDANT L'ENVOI AU LABORATOIRE D'ANALYSE.

14. L'assistant de l'échantillonneur effectue les tâches suivantes :
- Prendre les notes de terrain;
 - Prendre la température de l'eau avec le thermomètre;
 - Prendre le pH de l'eau avec le pH-mètre;
 - Décrire la végétation (couvert forestier dominant sur les rives, algues et plantes aquatiques).

UNE FOIS DE RETOUR AU LABORATOIRE, LES SACS WHIRL-PAK^{MD} AVEC LES FILTRES DOIVENT ÊTRE CONSERVÉS AU CONGÉLATEUR À -20 °C POUR UNE DURÉE MAXIMALE DE 12 MOIS.

POUR LES PORTE-FILTRES AVEC FILTRES AUTODESSICCANTS, LES MANIPULATIONS RELATIVES AU RETRAIT DU FILTRE SONT FAITES AU LABORATOIRE.

Désinfection du matériel post-échantillonnage

La désinfection du matériel doit se faire entre chaque milieu humide échantillonné.

**Annexe D Formulaires de prise de données —
Échantillonnage de l'ADNe pour la détection des
salamandres de ruisseaux**

FORMULAIRE DE PRISE DE DONNÉES — ÉCHANTILLONNAGE DE L'ADNe POUR LA DÉTECTION DES SALAMANDRES DE RUISSEAUX

Nom du site : _____

Date de l'échantillonnage (aaaa/mm/jj) : _____

Nom de l'échantillonneur : _____

Espèce(s) visée(s) : _____

Nom de l'aide-échantillonneur : _____

Couvert forestier : ☐ feuillus ☐ mixte ☐ résineux

Menaces :

- | | | |
|---|--|--|
| ☐ Zones résidentielles et urbaines denses | ☐ Gestion de l'eau par ponceau | ☐ Agent pathogène fongique |
| ☐ Zones commerciales et industrielles | ☐ Drainage en milieu agricole | ☐ Déversement d'hydrocarbures |
| ☐ Sentiers récréatifs | ☐ Drainage en milieu forestier | ☐ Érosion du sol, sédimentation |
| ☐ Élevage extensif extérieur (sur pâturages) | ☐ Prélèvement des eaux de surface | ☐ Vagues de chaleur |
| ☐ Mines à ciel ouvert | ☐ Érosion et sédimentation naturelles | ☐ Sécheresse |
| ☐ Récolte de la tourbe | ☐ <i>Rhamnus cathartica</i> (nerprun cathartique) | ☐ Véhicules motorisés |
| ☐ Retrait total du couvert forestier | ☐ Prédation par les mésoprédateurs | ☐ Autre (précisez : _____) |
| ☐ Retrait partiel du couvert forestier | ☐ Ectoparasites | |

N° de l'échantillon	Coordonnées GPS (degrés décimaux)	Heure de collecte de l'échantillon (hh:mm, système 24 h)	Prof. (m)	Temp. de surface (°C)	Volume d'eau filtré par filtre (L)	Filtre déchiré (oui/non)	Type de porte-filtre (usage unique [U] ou réutilisable [R])
	Lat. : Long. :						
	Lat. : Long. :						
	Lat. : Long. :						
	Lat. : Long. :						
	Lat. : Long. :						

**FORMULAIRE DE PRISE DE DONNÉES — ÉCHANTILLONNAGE DE L'ADNe POUR LA DÉTECTION
DES SALAMANDRES DE RUISSEAUX (SUITE)**

Nom du site : _____

Date de l'échantillonnage (aaaa/mm/jj) : _____

N° de l'échantillon	Coordonnées GPS (degrés décimaux)	Heure de collecte de l'échantillon (hh:mm, système 24 h)	Prof. (m)	Temp. de surface (°C)	Volume d'eau filtré par filtre (L)	Filtre déchiré (oui/non)	Type de porte-filtre (usage unique [U] ou réutilisable [R])
	Lat. : Long. :						
	Lat. : Long. :						
	Lat. : Long. :						
	Lat. : Long. :						
	Lat. : Long. :						
	Lat. : Long. :						
	Lat. : Long. :						
	Lat. : Long. :						

Description de l'habitat et remarques (si autre menace, la décrire ici) :



**Environnement,
Lutte contre
les changements
climatiques,
Faune et Parcs**

Québec 