Environment and Climate Change Canada
Environnement et Changement climatique Canada
Canada

Lignes directrices pour la surveillance de la faune en réponse à la détection du SRAS-CoV-2 chez des visons d'élevage au Canada

Le présent document a été élaboré en collaboration avec un groupe de travail formé d'experts canadiens de la santé de la faune et des animaux domestiques et de la santé publique ainsi que de représentants des gouvernements fédéral (Environnement et Changement climatique Canada, Agence canadienne d'inspection des aliments, Agence de la santé publique du Canada) et provinciaux, du Réseau canadien pour la santé de la faune et du milieu universitaire.

Version 2; date : 17 février 2022

Table des matières

Liste des acronymes 4
1. Objectifs généraux et portée 5
2. Contexte et justification 5
3. Une seule santé/approche collaborative 7
4. Méthodes utilisées sur le terrain et choix des espèces ciblées 9
4.1. Considérations réglementaires 9
4.2. Reconnaissance sur le terrain 9
4.3. Espèces ciblées 10
4.4. Méthodes de piégeage 12
4.4.1. Méthodes de capture létale et de capture d'animaux vivants avec remise en liberté 12
4.4.2. Niveau d'effort 13
4.4.3. Lignes directrices générales pour maximiser le succès de capture par rapport à l'effort de piégeage, pour les animaux à fourrure 13
4.4.4. Animaux trouvés morts 14
4.4.5. Mesures d'atténuation des risques 15
5. Logistique de la collecte et du traitement des échantillons 15
6. Protocoles d'échantillonnage 16
6.1. Aperçu de la démarche d'échantillonnage 16
6.2. Enregistrement 18
6.3. Écouvillons nasaux, oropharyngés et rectaux 19
6.4. Échantillons prélevés pour des tests sérologiques 200
6.4.1. Sur des animaux vivants 20
6.4.2. Sur des carcasses 21
6.5. Échantillon génétique (VISON SEULEMENT) 22
6.6. Élimination des carcasses 22
7. Conservation et transport des échantillons 23
7.1. Préservation des échantillons 23
7.2. Directives pour l'expédition 23

8. Test de diagnostic 26
8.1. Avis de biosécurité pour les laboratoires de diagnostic 26
8.2. Laboratoires de diagnostic 27
8.3. Confirmation et communication des résultats 28
8.4. Mise en commun des données et communication des résultats 28
8.5. Mesures de suivi après la détection de cas confirmés de SRAS-CoV-2 chez des animaux sauvages 29
9. Lignes directrices pour d'autres situations nécessitant une surveillance du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages 29
9.1. Autres éclosions ponctuelles 29
9.2. Veille et surveillance opportuniste de la faune 29
10. Références 31
Liste des annexes 37
Annexe I. Organigramme pour la surveillance du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages au Canada 38
Annexe II. Personnes-ressources pour le vétérinaire en chef dans chaque province et territoire 40
Annexe III. Personnes-ressources responsables de la surveillance ciblée du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages dans chaque province et territoire 44
Annexe IV. Coordonnées des laboratoires pour la soumission d'échantillons prélevés sur des animaux sauvages 48
Pour une épreuve de RT-PCR pour le dépistage du SRAS-CoV-2 à partir d'échantillons obtenus dans le cadre d'une surveillance ciblée 48
Pour des tests sérologiques sur des échantillons obtenus dans le cadre d'une surveillance ciblée ou opportuniste 49
Pour des échantillons devant subir une épreuve de PCR pancoronavirus pour la détection de la présence de tous les coronavirus et recueillis dans le cadre d'une surveillance ciblée ou opportuniste 51
Pour des échantillons génétiques prélevés sur des visons 51
Annexe V. Organigramme pour la confirmation et la communication d'un résultat non négatif à l'épreuve de PCR pour le dépistage du SRAS-CoV-2 chez les espèces sauvages 52
Annexe VI. Fiches de données sur les échantillons 53
Pour les animaux sauvages apparemment sains non soupçonnés d'être infectés par le SRAS-CoV-2 (vivants/morts) : 53
Pour les animaux sauvages soupçonnés d'être infectés par le SRAS-CoV-2 : 53
Annexe VII. Modèle d'étiquette UN3373 – Matière biologique de catégorie B 60
Liste des collaborateurs 61

Liste des acronymes

ACIA – Agence canadienne d'inspection des aliments

ADNc – Acide désoxyribonucléique complémentaire

ANIPSC – Accord sur les normes internationales de piégeage sans cruauté

AVMA – American Veterinary Medical Association

CCPA – Conseil canadien de protection des animaux

CDC – Centres de lutte et de prévention contre les maladies (Centers for Disease Control and Prevention)

CNMAE – Centre national des maladies animales exotiques

EPI – Équipement de protection individuelle

ESB – Enceinte de sécurité biologique

MTV – Milieu de transport viral

NC2 – Niveau de confinement 2

NC3 – Niveau de confinement 3

NCB – Norme canadienne sur la biosécurité

OIE – Organisation mondiale de la santé animale

PCR – Réaction en chaîne de la polymérase

RCSF – Réseau canadien pour la santé de la faune

RT-PCR – Réaction en chaîne de la polymérase avec transcriptase inverse

SRAS-CoV-2 – Coronavirus 2 du syndrome respiratoire aigu sévère

TMD – Transport des marchandises dangereuses

USDA - United States Department of Agriculture

VC – Vétérinaire en chef

1. Objectifs généraux et portée

Le présent document a pour **but** de donner aux responsables provinciaux de la santé de la faune, de la santé des animaux domestiques et de la santé publique des orientations au sujet des approches de surveillance ciblées devant être mises en œuvre dans les populations fauniques en cas de détection du SRAS-CoV-2 chez les visons d'élevage au Canada.

Les activités de surveillance ciblée entreprises à la suite d'une éclosion confirmée sur une ferme d'élevage de visons ont pour **objectifs** de déterminer si des animaux sauvages en liberté à l'intérieur des limites des élevages et à proximité de ceux-ci ont été exposés au SRAS-CoV-2 ou infectés par le virus, de cerner les voies potentielles de transmission du SRAS-CoV-2 à l'interface humains-animaux domestiques-faune et d'améliorer notre capacité à évaluer le risque d'établissement du virus chez les espèces sauvages.

Ce document évolutif se veut un complément du document Lignes directrices pour la gestion des infections au SRAS-CoV-2 chez le vison d'élevage au Canada[1], et sera périodiquement mis à jour au besoin pour tenir compte des nouvelles données scientifiques et données de surveillance. Il ne traite pas des méthodes de surveillance du SRAS-CoV-2 qui peuvent être appliquées aux populations humaines ou aux espèces sauvages captives ou d'élevage au Canada. Bien que ces lignes directrices aient été élaborées pour les besoins d'une surveillance ciblée chez les animaux sauvages à la suite d'une éclosion de SRAS-CoV-2 dans un élevage de visons, des démarches semblables peuvent être utilisées lorsque des cas de SRAS-CoV-2 survenant sur d'autres types de fermes ou de sites sont confirmés en laboratoire, selon la situation, les espèces en cause et le niveau de risque de transmission estimé. Selon les données disponibles et le niveau de risque estimé, chaque province décidera au cas par cas si une surveillance est justifiée dans ces situations.

Ce document ne traite pas non plus des méthodes de surveillance opportuniste du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages, parce que les objectifs généraux d'une surveillance opportuniste diffèrent des objectifs d'une surveillance ciblée déclenchée par une éclosion. Plusieurs groupes de recherche dans l'ensemble du Canada effectuent une surveillance opportuniste du SRAS-CoV-2 ou d'autres coronavirus chez les animaux sauvages, et les objectifs, les approches, les espèces ciblées et les méthodes d'analyse varient d'un groupe à l'autre. Pour de plus amples renseignements sur la surveillance opportuniste et les travaux de recherche menés au Canada, voir l'**annexe IV**.

2. Contexte et justification

Le coronavirus 2 du syndrome respiratoire aigu sévère (SRAS-CoV-2) se propage principalement dans la population par transmission de personne à personne. Alors que le virus a été détecté dans la faune au Canada (voir Animals and COVID-10 – Canada.ca / Les animaux et la COVID-19 – Canada.ca) et aux États-Unis (voir Animals and COVID-19 - CDC), l'impact potentiel du SRAS-CoV-2 sur les populations fauniques et le rôle possible des espèces animales sauvages dans la transmission et le maintien sont actuellement inconnus.

L'origine du SRAS-CoV-2 n'a pas été confirmée mais, selon des études, le virus aurait évolué à partir d'un hôte appartenant à la classe des mammifères, possiblement au sein des chauves-souris frugivores de l'Ancien Monde[2]. On sait que les espèces nord-américaines de chauves-souris hébergent d'autres coronavirus[3], mais les bétacoronavirus, comme le SRAS-CoV-2, n'ont été décelés que chez les espèces néotropicales de l'hémisphère occidental, et non dans les populations des régions tempérées de l'Amérique du Nord[3,4]. Il subsiste de nombreux inconnus, notamment la mesure dans laquelle les chauves-souris nord-américaines sont sensibles au SRAS-CoV-2 ou aux nouveaux variants, qui pourraient avoir un effet sur la transmission, la propagation et la sensibilité. Il existe donc un potentiel que le SRAS-CoV-2 puisse circuler chez les espèces canadiennes de chauves-souris.

À ce jour, de nombreuses espèces animales se sont révélées sensibles au SRAS-CoV-2 dans des conditions expérimentales, et la transmission naturelle du SRAS-CoV-2 aux animaux a été documentée pour certains animaux domestiques, animaux hébergés dans des zoos et animaux d'élevage (p. ex., le vison) ainsi que pour les visons et les cervidés en liberté (voir Les animaux et la COVID-19 – Canada.ca/Animals and COVID-10 – Canada.ca pour connaître les espèces dont on sait qu'elles sont sensibles au SRAS-CoV-2).

Des éclosions de SRAS-CoV-2 chez des visons et du personnel de fermes d'élevage ont été signalées dans plusieurs pays, y compris au Canada, où elles ont causé des cas de maladie clinique et de mortalité et ont nécessité l'abattage à grande échelle de visons dans les élevages touchés (COVID-19 - OIE - Organisation Mondiale de la Santé Animale)[5]. Le virus peut se propager rapidement entre les visons, et la retransmission du virus aux humains ainsi qu'aux chiens et aux chats domestiques de ferme[6-8] a été documentée. La propagation rapide du SRAS-CoV-2 au sein d'un élevage de visons augmente le risque de mutation du virus, ce qui pourrait donner lieu à l'apparition de nouveaux variants, comme il est survenu au Danemark en juin 2020, lorsqu'une souche variante du virus associée au vison, appelée « Cluster 5 », a été transmise par le vison aux travailleurs de l'élevage, puis à la communauté locale, avant d'être éradiquée au moyen de mesures sanitaires intensives[9,10]. On sait par ailleurs que les visons d'élevage s'échappent des enclos et des visonnières[11], et des études réalisées aux États-Unis ont montré qu'une importante proportion des visons d'élevage échappés de foyers d'infection était séropositive, et qu'une faible proportion des individus ont aussi eu des résultats positifs à l'épreuve de réaction en chaîne de la polymérase (PCR) pour le SRAS-CoV-2[12]. Les visons d'élevage peuvent donc être une source potentielle de transmission du virus du foyer d'infection à la faune[12]. À ce jour, on a signalé un seul cas de SRAS-CoV-2 détecté au moyen de la réaction en chaîne par RT-PCR (réaction en chaîne de la polymérase avec transcriptase inverse) chez un vison sauvage en liberté en Utah, aux États-Unis[13], ainsi que chez deux visons d'Amérique en liberté (féraux) qui avaient été capturés dans le cadre de programmes continus d'élimination de visons en Espagne[14]. Pour le vison sauvage positif de l'Utah, la séquence du génome viral était impossible à distinguer de celles obtenues dans un élevage commercial de visons avoisinant touché (United States report to the OIE on SARS-CoV-2 events in animals[15] [en anglais seulement]).

On craint que le SRAS-CoV-2 puisse être transmis par des humains ou des animaux d'élevage infectés aux populations d'animaux sauvages et établir un réservoir du virus[16]. Cette préoccupation est d'autant plus importante que le United States Department of Agriculture (USDA) a découvert qu'une forte prévalence des cervidés échantillonnés de manière opportuniste à partir d'échantillons archivés de sérum était séropositif pour le

SRAS-CoV-2[17]. Cette étude prouve que le SRAS-CoV-2 s'est répandu dans les populations de cervidés sauvages aux États-Unis. Comme on ne sait pas si le virus continue à circuler dans ces populations et qu'on ne connaît pas ses principaux modes de transmission, des enquêtes plus poussées sont en cours. On craint par ailleurs que la maladie frappe de façon importante certaines espèces et ait des effets à l'échelle des populations. La sensibilité des espèces sauvages au SRAS-CoV-2 peut aussi varier au fil du temps avec l'apparition de nouveaux variants préoccupants, ce qui pourrait élargir la gamme d'hôtes, comme il a été démontré chez des souris de laboratoire qui n'étaient pas sensibles à la souche d'origine du SRAS-CoV-2, mais qui se sont révélées très sensibles aux variants B1.351 et P.1[18].

Advenant la détection du SRAS-CoV-2 chez les visons d'élevage, une surveillance ciblée de la faune permettrait d'améliorer notre capacité à déterminer si les animaux sauvages vivant en liberté à l'intérieur et autour des élevages ont été exposés au SRAS-CoV-2 ou infectés par le virus, à cerner les voies potentielles de transmission du SRAS-CoV-2 à l'interface humains-animaux domestiques-faune et à améliorer notre capacité à évaluer le risque d'établissement du virus dans la nature. En cas de détection d'un cas positif chez un animal sauvage, les gestionnaires de la faune pourraient évaluer la nécessité d'une surveillance accrue autour des cas positifs. Par exemple, les gestionnaires de la faune devraient évaluer l'ampleur de la propagation et le risque d'établissement de nouveaux réservoirs et répertorier les facteurs liés à la transmission d'un réservoir vers une autre espèce afin de prendre des décisions éclairées concernant l'atténuation, la gestion et la prévention d'événements futurs de débordement à l'interface élevage-faune. La détection du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages peut en outre nécessiter des enquêtes subséquentes afin d'évaluer les voies de transmission et les répercussions sur les populations fauniques, selon l'espèce concernée. L'établissement de nouveaux réservoirs du SRAS-CoV-2 dans la nature pourrait miner les efforts déployés par la santé publique pour éradiquer le virus, non seulement en constituant une source potentielle de réémergence, mais aussi en favorisant l'émergence et la propagation de nouveaux variants[19,20].

Il faudra aussi faire preuve de diligence raisonnable et donner à la population l'assurance que toutes les voies potentielles de propagation du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages sont examinées, surtout dans un contexte où la perception du risque par le public est particulièrement accrue. Nous pourrons ainsi rassurer la population et renforcer sa confiance dans la sûreté et la viabilité des pratiques culturelles et des systèmes alimentaires traditionnels et nous acquitter de nos obligations constitutionnelles afin de nous assurer que les populations autochtones ont accès à des ressources alimentaires sauvages sécuritaires.

3. Une seule santé/approche collaborative

L'expression « Une seule santé » reconnaît les liens entre les humains, les animaux, les plantes et l'environnement. Dans l'approche Une seule santé, plusieurs secteurs communiquent et collaborent pour faire face plus efficacement aux menaces sanitaires communes (World Health Organization (WHO) 2021[21] [en anglais seulement]). Les deux principaux objectifs du Cadre de l'OIE en faveur de la santé de la faune sauvage[22] consistent à gérer le risque d'émergence de maladies à l'interface humains-animaux-écosystèmes et à protéger la santé de la faune. Compte tenu des connaissances actuelles sur l'épidémiologie

du SRAS-CoV-2 à l'interface humains-animaux, en particulier lorsque des fermes d'élevage de visons sont en jeu, il est essentiel que le Canada adopte l'approche Une seule santé pour étudier et gérer les éclosions de SRAS-CoV-2 chez les visons d'élevage (Lignes directrices pour la gestion des infections au SRAS-CoV-2 chez le vison d'élevage au Canada[1]). Le secteur de la santé de la faune doit, dès le départ, être intégré aux plans de surveillance, d'enquête et de gestion. Si le SRAS-CoV-2 se répandait et s'établissait dans les populations canadiennes d'espèces sauvages, il pourrait avoir une incidence sur la santé de la faune, des animaux domestiques et des humains.

C'est pourquoi plusieurs entités administratives doivent assurer la gestion de ce pathogène. Le potentiel d'établissement du SRAS-CoV-2 chez une espèce sauvage, de mutation et de retransmission aux populations humaines ou aux animaux domestiques est inconnu. Par conséquent, la détection précoce et l'analyse génomique des cas positifs dans la faune, à proximité des fermes d'élevage de visons infectées, bénéficieraient non seulement aux responsables de la faune, mais aussi aux organismes responsables de la santé publique et de l'agriculture, qui doivent démontrer que toutes les voies de propagation virale sont examinées. Au Canada, plusieurs entités administratives sont responsables de la gestion des mesures de lutte contre le SRAS-CoV-2; des communications rapides, une mise en commun des données et une collaboration dans le cadre des activités de surveillance et de gestion seront mutuellement bénéfiques pour les organismes responsables de la faune, de la santé publique, de l'agriculture et de la conservation. L'exclusion de certaines organisations pourrait empêcher celles-ci d'exercer une diligence raisonnable et de s'acquitter de leurs responsabilités réglementaires.

Il est recommandé que les responsables locaux et provinciaux de la faune, de l'environnement, de la santé publique et de l'agriculture, ainsi que les communautés autochtones et les détenteurs de droits qui se trouvent à proximité d'un foyer d'infection chez les visons d'élevage, s'unissent pour former une équipe collaborative afin de mettre l'information en commun, d'harmoniser les communications ainsi que d'élaborer et mettre en œuvre des plans de surveillance ciblée du SRAS-CoV-2 à l'interface humains-animaux-environnement. Ce groupe devrait être constitué à l'avance de manière à ce que tous les partenaires comprennent leurs rôles et leurs responsabilités lors du lancement de l'enquête. Les communications appropriées et les plans d'intervention devront être mis en œuvre rapidement et efficacement, afin que la surveillance puisse débuter dans les meilleurs délais. Il est aussi important que chaque province et chaque territoire détermine les lacunes dans la surveillance sur le terrain ou la capacité des laboratoires ou les pénuries de ressources afin de déterminer comment les partenaires du gouvernement fédéral, du Réseau canadien pour la santé de la faune (RCSF) ou du milieu universitaire peuvent apporter un soutien supplémentaire au besoin. En cas de chevauchement potentiel des compétences, il est fortement recommandé que les autorités en cause définissent de concert les rôles et les responsabilités de chacune, dès le début de la phase de planification.

4. Méthodes utilisées sur le terrain et choix des espèces ciblées

Les coordonnées des vétérinaires en chef et des personnes responsables de la surveillance de la faune dans chaque province et territoire sont présentées à l'**annexe II** et à l'**annexe III**, respectivement.

4.1. Considérations réglementaires

Tous les permis et toutes les autorisations exigés par les organismes provinciaux et fédéraux, les responsables de la protection des animaux, les propriétaires fonciers et les détenteurs de droits, le cas échéant, devraient être obtenus avant toute activité de piégeage et de manipulation de la faune. De plus, les lignes directrices du Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) devraient être suivies. Reconnaissant la nécessité que les autorités responsables de la faune fassent partie des équipes de surveillance, il faudrait obtenir des propriétaires fonciers et des organismes de santé publique et agricoles responsables de la gestion des quarantaines dans les sites touchés la permission d'effectuer des tests sur les animaux sauvages. Toute activité d'échantillonnage de la faune sur des propriétés privées peut aussi nécessiter une approbation ou un permis des organismes provinciaux ou fédéraux responsables de la gestion de la faune, selon l'espèce en cause.

4.2. Reconnaissance sur le terrain

Du personnel de terrain qualifié devrait évaluer le milieu, l'habitat et les espèces qui se retrouvent à l'intérieur des limites de la ferme d'élevage touchée (terrain appartenant à l'éleveur) et aux alentours. Ceci devrait permettre de déterminer si les conditions se prêtent au piégeage des espèces d'animaux sauvages ciblées. Selon la qualité de l'habitat, l'accessibilité au milieu, les espèces d'animaux sauvages qui s'y trouvent et les densités estimées aux environs du site, nous recommandons que l'échantillonnage de la faune soit effectué dans un rayon de 1 à 3 km autour de la propriété ou de l'emplacement touché qui a déclenché les activités de surveillance ciblée. La reconnaissance initiale sur le terrain est essentielle afin de repérer et prioriser les secteurs/endroits, à l'intérieur de la zone de surveillance, qui présentent un risque plus élevé d'interaction entre les animaux sauvages et les animaux d'élevage, ou entre les animaux sauvages et les sites touchés (surveillance fondée sur les risques). L'effort de piégeage devrait être plus intense dans les zones qui présentent le risque le plus élevé de transmission vers une autre espèce et de propagation subséquente. Des caméras de surveillance peuvent aussi être déployées sur les principaux sites afin d'évaluer le mouvement des espèces sauvages qui entrent dans les bâtiments de la ferme et en sortent, ou qui pénètrent dans des zones présentant un risque plus élevé. Les données et informations obtenues lors de la reconnaissance initiale de la zone faciliteront également l'identification des espèces en péril ou dont la conservation est préoccupante, pour lesquelles il peut être nécessaire de prendre des mesures de surveillance ou de gestion particulières (mesures qui dépassent le cadre des présentes lignes directrices).

4.3. Espèces ciblées

Les espèces ciblées varieront selon la situation en cause, l'emplacement, la province ou le territoire et les objectifs du programme de surveillance; il est donc nécessaire d'effectuer une reconnaissance initiale sur le terrain pour évaluer la composition des espèces présentes et la densité des espèces ciblées par la surveillance à l'intérieur de la zone d'échantillonnage. De manière générale, les espèces ciblées devraient comprendre les espèces (ou leurs parents proches) dont il a été démontré qu'elles étaient sensibles au SRAS-CoV-2 après infection naturelle ou expérimentale, comme il est illustré au tableau 1. La liste des espèces sensibles connues évolue constamment, en fonction des nouveaux renseignements disponibles; il convient donc de consulter la page Les animaux et la COVID-19 – Canada.ca/Animals and COVID-10 – Canada.ca pour obtenir la version la plus à jour. Outre le degré de sensibilité, le choix des espèces ciblées devrait aussi être fondé sur une évaluation de la zone de surveillance, de l'habitat, des espèces qui s'y retrouvent et de leur densité, du degré d'interaction entre les espèces ciblées ainsi que les élevages ou les humains affectés. De plus, le niveau estimé de risque d'impacts sur les espèces ciblées et le potentiel de ces espèces de propager ensuite le virus ou de devenir un réservoir devraient aussi être pris en compte[20].

Bien que pour le moment, rien n'indique que les chauves-souris nord-américaines soient sensibles au SRAS-CoV-2 (tableau 1; section 2), les provinces et les territoires peuvent prélever, de manière opportuniste, des échantillons sur les chauves-souris, dans le cadre des programmes existants de suivi des chauves-souris (p. ex., les programmes permanents de suivi de la rage ou du syndrome du museau blanc ou en collaboration avec les entreprises de lutte antiparasitaires ou les centres de réhabilitation). Les populations de chauves-souris ou les individus qui proviennent de zones présentant une prévalence élevée de COVID-19 au sein de la population humaine représentent un intérêt accru pour la surveillance. Si les chauves-souris vivantes sont incluses parmi les espèces devant faire l'objet d'un échantillonnage opportuniste dans le cadre de programmes existants, il faudrait prendre des mesures de précaution pour prévenir l'introduction du SRAS-CoV-2 dans les populations de chauve-souris[23,24] et suivre les lignes directrices générales pour la manipulation des animaux sauvages[25].

Bien que les chats domestiques en liberté ou errants ne soient pas considérées comme une espèce sauvage, ils présentent un intérêt parce qu'ils ont tendance à interagir étroitement avec les humains et les élevages, qu'ils sont sensibles aux infections et qu'ils pourraient transmettre le SRAS-CoV-2[26,27]. Un échantillonnage ciblé ou opportuniste des chats errants est recommandé si les animaux sont capturés à l'intérieur de la zone de surveillance. Les provinces peuvent ainsi planifier, en collaboration avec les entités administratives compétentes et les partenaires, leur échantillonnage et leur remise en liberté, leur euthanasie ou leur transport vers des refuges locaux, conformément aux règlements locaux et aux normes de bien-être animal.

Tableau 1. Exemples d'animaux sauvages (en captivité ou non) potentiellement sensibles à une infection au SRAS-CoV-2 au Canada, selon leur degré de sensibilité (en date du 4 juillet 2021). Ces évaluations sont basées sur l'exposition naturelle ou expérimentale au SRAS-CoV-2 d'espèces apparentées. Les icônes vertes et jaunes indiquent les espèces qui pourraient être de bonnes candidates pour un échantillonnage ciblé compte tenu de leur sensibilité, les icônes noires indiquant les espèces dont il a été démontré qu'elles ne sont pas sensibles ou pour lesquelles les données sont insuffisantes.

	Degré de sensibilité basé sur une infection naturelle ou expérimentale	Exemples d'espèces sauvages au Canada	Espèce ciblée candidate potentielle? • Oui (modéré à élevé) • Oui (faible à modéré) • Non ou inconnu
Ordre : Carnivores			
Mustélidés	**ÉLEVÉ** : Vison [5,7,10,15,28-33], furet [5,28,34-38], loutre cendrée (loutre asiatique à griffes courtes) [5]	Tous les mustélidés, y compris le vison (sauvage/échappé/féral), la loutre, la marte, la belette, l'hermine	
Félidés	**ÉLEVÉ** : Chat domestique [5,28,34,39-45], puma/cougar [5,28], lion [5,28,46,47], tigre [5,28,46,47], panthère des neiges [5,28]	Lynx, lynx roux, cougar (aussi chats sauvages et domestiques)	
Canidés	**FAIBLE** à **ÉLEVÉ** : Chien viverrin [28,48], chien domestique [5,28,34,39,42]	Renard, coyote	
Méphitidés	**MODÉRÉ** : Moufette rayée [49,50]	Moufette	
Procyonidés	**FAIBLE** : Raton-laveur [49,50]	Raton-laveur	
Ordre : Rongeurs			
Cricétidés	**MODÉRÉ à ÉLEVÉ** : Souris sylvestre [49,51,52], hamster chinois [53], hamster doré syrien [54,55,57], campagnol roussâtre [57], rat à queue touffue [49]	*Peromyscus* spp. (p. ex., souris sylvestre, souris à pattes blanches), campagnol, rat, rat musqué	
Muridés	**FAIBLE** à **ÉLEVÉ** : Les souris de laboratoire [18,56,58] et domestiques [49] ne sont que peu ou pas sensibles à la souche originale du SRAS-CoV-2, mais les souris de laboratoire sont très sensibles aux variants préoccupants	Souris de laboratoire, rats de l'Ancien monde	
Sciuridés	**NON SENSIBLES** : Écureuil fauve [49], écureuil terrestre du Wyoming [49], chien de prairie à queue noire [49]	Écureuil, tamia, chien de prairies, marmotte	
Ordre : Lagomorphes			
Léporidés	**ÉLEVÉ** : Lapin blanc de Nouvelle-Zélande [28,59] **NON SENSIBLE** : Lapin à queue blanche [49]	Lapin, lièvre	
Ordre : Artiodactyles			
Cervidés	**ÉLEVÉ** : Cerf de Virginie [28,60]	Cerf de Virginie, cerf mulet, caribou, élan, orignal	
Ordre : Chiroptères			
Vespertilionidés (chauves-souris nord-américaines)	**NON SENSIBLE** : Sérotine brune [61]	Nombreuses espèces au Canada	
Ptéropodidés (roussettes de l'Ancien monde)	**ÉLEVÉ** : Roussette d'Égypte [28,37]	AUCUNE espèce au Canada	

La liste des espèces présentée au **tableau 1** n'est pas exhaustive. D'autres espèces, comme les porcs domestiques[34,37,62–64], les bovins[28,65,66] et plusieurs espèces aviaires (canard, oie, caille, poulet, dindon)[28,34,37,67–69] ont aussi fait l'objet de tests expérimentaux, mais ne se sont pas révélées sensibles au SRAS-CoV-2. Plusieurs espèces de primates se sont révélées sensibles[5,28,70–79], mais elles n'ont pas été incluses dans le **tableau 1** parce qu'il n'y a pas de primates en milieu naturel au Canada. Pour obtenir des renseignements à jour sur la sensibilité des espèces, consulter la page Les animaux et la COVID-19 - Canada.ca/Animals and COVID-19 - Canada.ca[80].

4.4. Méthodes de piégeage

4.4.1. Méthodes de capture létale et de capture d'animaux vivants avec remise en liberté

Les autorités locales ou régionales devraient déterminer la méthode de piégeage la mieux adaptée pour la surveillance des espèces ciblées dans leur territoire. Dans le cas d'espèces ciblées qui sont abondantes (ni menacées ni en voie de disparition), les carcasses entières peuvent être recueillies, soit en capturant les animaux vivants et en les euthanasiant par la suite ou par piégeage mortel. Le prélèvement létal permet d'éviter de remettre dans la nature des animaux potentiellement infectés et, advenant des résultats positifs, de confirmer le résultat en prélevant des échantillons supplémentaires sur le même spécimen (p. ex., nécropsie complète; voir la **section 6.4.2** ci-dessous). Selon les ressources disponibles, la capture d'animaux vivants et leur euthanasie subséquente, conformément aux lignes directrices du CCPA ou de l'American Veterinary Medical Association (AVMA), est préférable au piégeage mortel, car cette méthode limite la dégradation du spécimen avant le prélèvement d'échantillons[81,82]. L'option d'effectuer de la capture d'animaux vivants avec remise en liberté devrait être évaluée à l'échelle régionale, en tenant compte des espèces préoccupantes ou non ciblées, ainsi que de l'opinion publique. Par ailleurs, l'échantillonnage d'animaux vivants avec remise en liberté peut être préférable pendant les périodes critiques. Par exemple, l'euthanasie de femelles en lactation peut priver les petits de soins maternels et devrait être évitée. Tous les animaux devant être relâchés après l'échantillonnage devraient être marqués (p. ex., au moyen d'une étiquette d'oreille ou d'un dispositif de pistage) avant leur remise en liberté, et les lignes directrices appropriées doivent être suivies afin de prévenir la transmission du SRAS-CoV-2 aux animaux sauvages qui sont manipulés et remis en liberté[25]. Tous les visons d'élevage échappés devraient être euthanasiés parce qu'ils présentent un risque accru de transmission du SRAS-CoV-2 ou d'autres maladies infectieuses aux espèces sauvages environnantes. Sur le terrain, les visons d'élevage peuvent généralement être distingués des visons sauvages par la couleur et les caractéristiques de leur fourrure ou certaines mesures morphologiques (p. ex., la taille du crâne)[83].

Une combinaison de méthodes de piégeage peut être utilisée. Le choix des pièges et des méthodes dépendra de l'espèce ciblée, de la nécessité d'éviter les espèces non ciblées ainsi que des approches privilégiées, de l'expertise et des ressources disponibles dans chaque région. Les protocoles d'anesthésie ou d'euthanasie retenus doivent être conformes aux normes reconnues (suivre les lignes directrices du comité provincial ou territorial de protection des animaux, du CCPA ou de l'AVMA), et les procédures doivent être effectuées par du personnel qualifié uniquement. Il est à noter qu'il y a présentement une pénurie d'éthanol qui devrait se prolonger jusqu'en 2022, ce qui pourrait avoir un effet sur les

méthodes utilisées. Les trappeurs et le personnel de terrain doivent se conformer aux règlements provinciaux/territoriaux. Le piégeage mortel doit être confié à des trappeurs qui détiennent un permis en vigueur et respecter les pratiques exemplaires recommandées par l'Institut de la fourrure du Canada[84]. Toutes les activités de piégeage doivent être menées au moyen de pièges qui répondent aux normes canadiennes en matière de piégeage et aux exigences de certification (en vertu de l'Accord sur les normes internationales de piégeage sans cruauté [ANIPSC]) pour le bien-être animal et/ou aux Lignes directrices sur : le soin et l'utilisation des animaux sauvages[85,86] (pour les animaux autres que les animaux à fourrure, comme les petits mammifères).

4.4.2. Niveau d'effort

Les connaissances régionales sur les espèces ciblées et leur domaine vital sont importantes lorsqu'il s'agit de déterminer le niveau d'effort et la pose des pièges. Si des données sont disponibles quand aux populations locales des espèces ciblées (abondance, densité, habitat), il est recommandé de consulter des épidémiologistes afin d'estimer la taille et la répartition des échantillons nécessaires pour obtenir des échantillons d'un nombre représentatif d'individus au sein de la population. Étant donné que ces connaissances ne seront pas disponibles pour la plupart des espèces ciblées, il est recommandé de prélever des échantillons sur des animaux de toutes les espèces ciblées dans un rayon de 1 à 3 km de l'élevage touché et de poursuivre le piégeage pendant 7 à 10 nuits (voir ci-dessous), période au cours de laquelle le succès de capture tend à décliner. Un piégeage efficace permet notamment de capturer les visons récemment échappés et inexpérimentés aux environs de leur élevage d'origine.

Si le piégeage est permis sur la propriété où se trouvent l'élevage touchés, les pièges devraient être placés autour des fermes ou des barrières extérieures et près des piles de carcasses et de débris, ainsi que dans les zones où se trouvent des aliments renversés ou d'autres substances attractives.

Les pièges doivent être vérifiés fréquemment, comme il est indiqué dans les plans approuvés de protection des animaux ou recommandé dans les Lignes directrices sur : le soin et l'utilisation des animaux sauvages[87], et au moins une personne doit être disponible en tout temps pour intervenir sans délai lorsque des problèmes avec les pièges et des captures sont signalés.

4.4.3. Lignes directrices générales pour maximiser le succès de capture par rapport à l'effort de piégeage, pour les animaux à fourrure

- Déterminer ou estimer la superficie du domaine vital, de l'habitat d'intérêt ou des sites représentant un attrait spécifique pour les espèces ciblées, dans un rayon de 1 à 3 km de la ferme infectée.

- Dans la mesure du possible, déterminer la taille du domaine vital en se basant sur les femelles de l'espèce ciblée, dont les domaines vitaux tendent à être plus petits. Le nombre de

pièges en fonction sera ainsi suffisamment élevée pour cibler à la fois les mâles et les femelles.

- Limiter la capture des espèces non ciblées en utilisant des pièges appropriés, placés aux bons endroits, ce qui laisse plus de pièges en fonction pour la capture des espèces ciblées.

- L'utilisation d'appâts et de leurres visuels et autres propres à chaque espèce, selon le cas, peut aussi contribuer à la capture sélective des espèces ciblées.

- Déployer de 2 à 4 pièges à l'intérieur du domaine vital de chaque espèce ciblée se trouvant dans la zone de surveillance[88,89].
    - Éviter de placer des pièges visant différentes espèces sur le même site de piégeage, car cela pourrait dissuader les animaux craintifs de s'approcher du site.
    - La pose et la répartition des pièges ainsi que leur nombre devraient être fondés sur la localisation de l'habitat propice etde sites représentant un attrait spécifique. Placer les pièges dans les endroits les plus susceptibles de favoriser la capture de l'espèce ciblée, par exemple, dans le cas du vison, l'eau et les zones riveraines, les bassins de retenue des eaux usées et les fermes d'élevage de poulets et d'oiseaux aquatiques domestiques.

- Laisser les pièges en fonction pendant 7 à 10 nuits.
    - Le nombre de jours de piégeage devrait dépendre de l'évolution du succès de capture ou du risque que présente l'élevage touché, dans le temps.

- L'installation de caméras de surveillance dans les zones susceptibles d'être fréquentées par les espèces ciblés et dans les zones à risque élevé (voir la section 4.2) peut permettre de vérifier l'efficacité des activités de piégeage. Si le succès de piégeage n'est pas celui attendu, les caméras peuvent aussi fournir des données permettant d'adapter les stratégies de piégeage pour en améliorer le succès.

- **Exemple d'installation de pièges :**
    - Espèce ciblée : vison (échappé et sauvage)
    - La densité des visons femelles se situe en moyenne à 1,4 animal/km^2 dans le secteur ciblée. Un rayon de 3 km de la ferme infectée (superficie de 28 km^2) peut donc abriter 20 domaines vitaux.
    - De 40 à 80 pièges (20 domaines vitaux x 2 à 4 pièges) devraient être installés dans l'ensemble du secteur ciblé pendant 7 à 10 jours ou jusqu'à ce que le succès de capture décline.

4.4.4. Animaux trouvés morts

Les animaux sauvages trouvés morts lors des activités sur le terrain, quelle que soit l'espèce et la cause de la mortalité, devraient être testés en priorité. Outre les animaux retrouvés morts sans cause apparente, ces animaux comprennent également les visons et les autres animaux victimes d'une collision routière, qui peuvent procurer des échantillons d'intérêt lorsqu'ils sont trouvés en bon état et à proximité d'une ferme d'élevage de visons.

Idéalement, il faudrait recueillir les carcasses et les transporter au laboratoire de diagnostic désigné. Si ce n'est pas possible, il suffit de les conserver au froid ou au congélateur jusqu'à ce qu'elles soient expédiées au laboratoire désigné (p. ex., laboratoire de diagnostic provincial ou RCSF, qui procédera à un test de dépistage du SRAS-CoV-2 et, si possible, à une nécropsie complète). Il est essentiel de communiquer au préalable avec le laboratoire afin de confirmer s'il est nécessaire d'effectuer un prélèvement par écouvillonnage avant la soumission de la carcasse. Le personnel de terrain qui recueille les carcasses d'animaux sauvages devrait éviter tout contact direct en utilisant des outils comme une pelle ou des pincettes et prendre des précautions pour éviter une perforation de la peau par les griffes ou les dents des animaux. Un équipement de protection individuelle (EPI) approprié, comprenant des gants et un masque, devrait être porté (voir Espèces sauvages et SRAS-CoV-2: Lignes directrices sur la manipulation/Wildlife and COVID-19: General Handling Guidelines[25]). Chaque carcasse devrait être placée dans un sac étanche suffisamment épais pour réduire le risque de perforation. Ce sac derva ensuite être fermé hermétiquement. Ce sac devrait ensuite être enveloppé dans du matériel absorbant, comme des serviettes en papier, et placé dans un deuxième sac bien fermé, afin de prévenir les fuites et la contamination croisée. Se reporter aux « Lignes directrices sur : le soin et l'utilisation des animaux sauvages[90] » pour des recommandations détaillées sur la collecte sécuritaire et la soumission, au laboratoire approprié, des carcasses d'animaux sauvages trouvés morts[90].

4.4.5. Mesures d'atténuation des risques

Afin d'assurer la protection du personnel de terrain et réduire le risque de transmission du SRAS-CoV-2 à la faune, entre les animaux ou les sites et prévenir la contamination virale des échantillons, consultez ledocument « Espèces sauvages et SRAS-CoV-2 : Lignes directrices sur la manipulation[25] ». Lors de captures d'animaux vivants avec remise en liberté, tous les animaux échantillonnés pour le SRAS-CoV-2 devraient être relâchés à l'endroit où ils ont été capturés. Lorsqu'il travaille sur les lieux mis en quarantaine, tout le personnel de terrain doit respecter les restrictions imposées par les autorités de santé publique locale ou provinciale et les protocoles de quarantaine mis en œuvre par les responsables de la santé publique et de la santé animale.

5. Logistique de la collecte et du traitement des échantillons

Les carcasses des animaux capturés ou euthanasiés sur le terrain doivent être placées individuellement dans un sac en plastique fermé hermétiquement. Ce sac doit être identifié à l'aide d'une étiquette portant le numéro d'identification unique de l'animal. Les carcasses doivent être conservées au froid (de préférence placées dans un réfrigérateur ou congelées si aucun réfrigérateur n'est accessible) et transportées directement au laboratoire dans les 24 heures qui suivent la collecte, pour échantillonnage et traitement. Dans certaines provinces, les carcasses subiront un traitement préalable au laboratoire provincial local de la santé de la faune ou au laboratoire partenaire, qui peut prélever les échantillons nécessaires,

conformément aux protocoles décrits ci-dessous (**section 6**) et soumettre ou expédier les échantillons aux laboratoires de diagnostic participants pour une épreuve de PCR et un test sérologique (**section 8; annexe IV**). Idéalement, si l'espace et les ressources le permettent, les carcasses devraient être gardées congelées après échantillonnage jusqu'à ce que les résultats des premières analyses soient obtenus. Si les prélèvements sont présumés positifs (ou « non négatifs ») pour le SRAS-CoV-2 au moyen d'une épreuve de PCR, les duplicatas des prélèvements ou des tissus doivent être expédiés au Centre national des maladies animales exotiques (CNMAE) pour un test de confirmation (**section 8.3; annexe IV**). Les carcasses des animaux non négatifs ou positifs devraient ensuite être soumises au laboratoire de diagnostic désigné ou au RCSF pour une nécropsie complète, afin de déterminer l'étendue des lésions et l'importance clinique de l'infection et d'obtenir des échantillons supplémentaires au besoin. Cependant, si les ressources ou l'espace d'entreposage sont limités et que les carcasses ne peuvent être entreposées jusqu'à la réception des résultats d'analyse, des échantillons supplémentaires de tissus des poumons, des cornets nasaux, de l'intestin grêle et du gros intestin devraient être prélevés et entreposés congelés en vue d'une analyse subséquente des cas présumés positifs ou non négatifs. Il importe de respecter les protocoles de biosécurité appropriés, notamment le port d'EPI, lors de la manutention et de l'entreposage des carcasses et des échantillons (**section 8.1**). Les carcasses devraient ensuite être éliminées conformément aux lignes directrices provinciales et aux protocoles approuvés en matière de biosécurité.

Les échantillons prélevés sur le terrain sur des animaux vivants doivent aussi être identifiés à l'aide d'un numéro unique, conservés au froid (sur de la glace, puis transférés dans un réfrigérateur) et transportés au laboratoire de diagnostic dans les 24 heures qui suivent la collecte. Les échantillons de sang devraient être centrifugés dans un délai d'au plus 24 heures; le sérum est alors extrait et placé dans des cryotubes étiquetés (et congelés jusqu'au moment de l'analyse). Les écouvillons et le sérum devraient être soumis ou expédiés aux laboratoires désignés pour une épreuve de PCR et un test sérologique. Si des prélèvements sont présumés positifs (non négatifs) pour le SRAS-CoV-2 PCR, les duplicatas des écouvillons doivent alors être expédiés au CNMAE pour un test de confirmation (**section 8.3**).

Dans certaines situations (p. ex., dans les régions éloignées), les carcasses et/ou les échantillons devront être expédiés par lots. Dans ce scénario, les carcasses et/ou les échantillons devraient être congelés le plus rapidement possible et demeurer congelés jusqu'à ce qu'ils soient traités par le ou les laboratoires de diagnostic désignés.

6. Protocoles d'échantillonnage

6.1. Aperçu de la démarche d'échantillonnage

Des échantillons seront prélevés et soumis à des tests permettant de déceler la présence du SRAS-CoV-2 ou une exposition antérieure au virus. Un résumé des procédures d'échantillonnage est présenté à l'**annexe I**. Il est impératif de consulter le de diagnostic visé (**annexe IV**) avant de procéder à l'échantillonnage afin de s'assurer que les méthodes

employées pour le prélèvement, l'entreposage et l'expédition des échantillons sont appropriées.

À quelques différences près, les mêmes méthodes de prélèvement seront utilisées pour les animaux vivants et les animaux morts (**tableau 2**). La présence du SRAS-CoV-2 sera évaluée à l'aide de méthodes de dépistage moléculaire (RT-PCR). Les échantillons recommandés pour les épreuves de PCR comprennent des écouvillons nasaux (carcasses seulement), oropharyngés et rectaux, recueillis en double et placés dans des cryotubes individuels contenant un milieu de transport viral approprié (**section 6.3**). Les écouvillons nasaux présentent une charge virale plus élevée que les écouvillons oraux ou rectaux chez les visons cliniquement infectés (Himsworth, communication personnelle).

La courte période d'excrétion peut limiter la capacité de l'épreuve de PCR à déceler l'infection. Des tests sérologiques qui permettent de mesurer les anticorps au virus seront donc effectués pour déceler une exposition antérieure au SRAS-CoV-2. Le sérum est le prélèvement idéal pour les tests sérologiques; cependant, chez les animaux morts, les autres échantillons pouvant être soumis comprennent les bandelettes de papier-filtre imprégnées de sang cardiaque ou le sang cardiaque recueilli dans un tube à bouchon rouge (**section 6.4**).

Pour certaines espèces, les prélèvements nécessiteront une immobilisation chimique. Les méthodes et les produits chimiques appropriés varient selon l'espèce, et cette immobilisation doit être confiée à du personnel qualifié. Il est impératif de respecter les règles de biosécurité institutionnelles, provinciales et territoriales. Pour de plus amples renseignements sur la formation exigée et les méthodes sécuritaires d'immobilisation chimique, se reporter au site de l'Association canadienne des vétérinaires de zoo et de la faune[91].

Tableau 2. Aperçu des échantillons à prélever sur les carcasses ou les animaux vivants. Il faudrait toujours consulter les laboratoires de diagnostic avant l'échantillonnage afin de s'assurer que les pratiques privilégiées sont suivies.

Type d'échantillon/tissu	Prélèvements sur les carcasses	Prélèvements sur les animaux vivants
Écouvillon nasal* (ou échantillon de solution nasale pour les petits mammifères)	Oui – en double	Non
Écouvillon oropharyngé*	Oui – en double	Oui – en double
Écouvillon rectal	Oui – en double	Oui – en double
Échantillon pour tests sérologiques : (p. ex., sérum, bande de papier-filtre imprégnée de sang ou sang cardiaque dans un tube à bouchon rouge)	Oui (sérum ou papier-filtre de préférence)	Oui (sérum de préférence)
Échantillon d'ADN (vison seulement – voir le corps du texte pour connaître les options)	Oui	Oui
Congeler le reste de la carcasse jusqu'à ce que les résultats de l'épreuve de PCR aient été reçus (pour une nécropsie complète si les résultats sont positifs pour le SRAS-CoV-2)**	Oui	Sans objet

**Il est aussi possible d'utiliser le même écouvillon pour les sinus et l'oropharynx. Le cas échéant, l'indiquer sur les flacons et les fiches de données.*

*** Lorsque les carcasses ne peuvent être entreposées à l'état congelé jusqu'à ce que les résultats de l'épreuve de PCR soient obtenus, des échantillons des poumons, des cornets nasaux, de l'intestin grêle et du gros intestin devraient aussi être prélevés et congelés.*

6.2. Enregistrement

- Utiliser la fiche de données de l'**annexe VI** et entrer les renseignements demandés (p. ex., numéro d'identification de l'animal, espèce, âge, sexe, état général, masse, emplacement (p. ex., coordonnées géographiques/repère/ville), nom de la ou des personnes qui effectuent l'échantillonnage, date du prélèvement, observations (p. ex., signes d'écoulement nasal, signes respiratoires ou autre maladie). Idéalement, les données sur l'emplacement seront

suffisamment détaillées pour qu'il soit possible de déterminer sa proximité avec la ferme ou d'autres sites importants à l'intérieur de la zone d'échantillonnage.

- Saisir les données sur des feuilles de calcul Excel et les faire parvenir par voie électronique au laboratoire de diagnostic. Il est aussi possible de numériser et de soumettre les fiches de données électroniquement. Les fiches de données peuvent aussi être soumises avec l'envoi des échantillons, mais il est recommandé d'en faire des copies de sauvegarde ou de les numériser.

6.3. Écouvillons nasaux, oropharyngés et rectaux

- **Remarques générales sur l'écouvillonnage :** Ne pas oublier de changer de gants et de désinfecter l'aire de travail après chaque animal. En plus de protéger la personne qui effectue le prélèvement, cette procédure prévient la contamination croisée des échantillons prélevés et garantit que ceux-ci sont adéquats pour des analyses ultérieures. Ouvrir le sachet en plastique de l'applicateur par l'extrémité « bâtonnet » (ne pas toucher l'embout stérile en polyester) et retirer l'écouvillon. Si l'embout de l'écouvillon touche autre chose que l'échantillon, le jeter et utiliser un nouvel écouvillon. Une fois l'échantillon prélevé (voir ci-dessous), l'insérer dans le tube contenant un milieu de transport viral (MTV) ou tout autre milieu approprié (p. ex., un tampon de lyse pour les laboratoires de diagnostic qui n'acceptent pas les échantillons conservés dans un MTV). Briser l'extrémité de l'écouvillon en l'appuyant fermement sur le rebord du tube (en s'assurant de ne pas produire d'aérosols). Ne pas utiliser de ciseaux pour couper les écouvillons, afin d'éviter tout déversement pouvant mener à la contamination du tube par le contenu d'autres éprouvettes ou d'autres écouvillons (contamination croisée). Bien fermer le tube immédiatement après y avoir placé l'écouvillon et, au besoin, sceller le bouchon avec du « Parafilm ».

- **Écouvillons nasaux :** Insérer l'écouvillon profondément dans une narine, jusque dans les cornets nasaux (tout au fond des voies nasales) et faire tourner l'écouvillon sur la surface muqueuse pour obtenir un échantillon, puis briser l'écouvillon dans le cryotube qui contient le milieu. Pour les petits mammifères (p. ex., les rongeurs), un prélèvement de solution nasale peut être recueilli au lieu d'un écouvillon nasal (pipetter environ 100 µl de milieu dans la narine, aspirer et réinjecter dans la narine à plusieurs reprises puis placer la solution dans un cryotube avec milieu). Placer chaque écouvillons (duplicata) dans un tube distinct afin que les échantillons non négatifs puissent être soumis à un test de confirmation. (Remarque : il peut être difficile, voire impossible, de prélever en toute sécurité des écouvillons nasaux ou de la solution nasale chez les animaux vivants à moins que l'animal ne soit anesthésié; ces techniques devraient donc être écartés lorsque l'échantillonnage est effectué sur des animaux vivants.)

- **Écouvillons oropharyngés :** Ouvrir la bouche de l'animal avec des mains gantées et frotter l'applicateur le long de la muqueuse au fond de la gorge ou de la cavité pharyngienne, en arrière de la base de la langue. Placer l'écouvillon dans un cryotube avec milieu. *REMARQUE : De nombreux mammifères sauvages peuvent aussi être des réservoirs de la rage, et il faut prendre des précautions pour éviter que les gants ne soient perforés. Placer

chaque écouvillon (duplicata) dans un tube distinct afin que les échantillons non négatifs puissent être soumis à un test de confirmation.

- **Écouvillons rectaux :** Insérer l'écouvillon dans le rectum avec les mains gantées et faire tourner ou frotter l'écouvillon le long de la paroi muqueuse. Placer l'écouvillon dans un cryotube avec milieu. *REMARQUE : Les carnivores sauvages peuvent être porteurs de parasites zoonotiques; il faut changer de gants et se laver les mains, si cela est possible, ou utiliser du désinfectant pour les mains après avoir manipulé des matières fécales. Placer chaque écouvillon (duplicata) dans un tube distinct afin que les échantillons non négatifs puissent être soumis à un test de confirmation.

- REMARQUE : Pour réduire le coût du matériel et des tests de laboratoire, un seul écouvillon peut être utilisé pour les sinus et la cavité oropharyngée (Himsworth, communication personnelle). Le cas échéant, l'indiquer sur les fioles à échantillons et les fiches de données. Il n'est pas approprié d'utiliser le même écouvillon pour les prélèvements buccaux et rectaux.

- S'assurer que tous les cryotubes comportent des étiquettes indiquant clairement le numéro d'identification de l'animal et le type d'écouvillon; placer les tubes dans un sac en plastique refermable et placer le sac immédiatement sur de la glace ou dans une glacière avec des blocs réfrigérants jusqu'à ce que les échantillons puissent être transférés dans une chambre froide appropriée (voir ci-dessous).

6.4. Échantillons prélevés pour des tests sérologiques

6.4.1. Sur des animaux vivants

- Après avoir recueilli du sang au moyen de techniques de ponction veineuse appropriées pour l'espèce échantillonnée, il faut placer le sang dans un tube à bouchon rouge et le conserver sur des blocs réfrigérants dans une glacière jusqu'à ce qu'il soit transporté au laboratoire. Les échantillons de sang devraient être centrifugés le plus rapidement possible (et le sérum devrait être extrait et placé dans des cryotubes étiquetés) et congelés à -20 °C jusqu'au moment du test.

- Il est aussi possible de soumettre des bandelettes de papier-filtre pour les tests sérologiques. Tout le sang prélevé au moyen d'une seringue peut être versé sur l'extrémité longue et étroite de deux bandelettes (duplicata) de papier-filtre.

- Inscrire sur l'extrémité large de la bandelette le numéro d'identification de l'animal. Laisser les bandelettes de papier-filtre sécher sur une serviette stérile ou un égouttoir portable convenablement confiné (pendant 24 heures). Ne placez pas la bande en plein soleil pour sécher. Ensuite, placez-les dans des sacs d'échantillonnage (de type Whirl-Pak) et les entreposer à l'état congelé à -20 °C.

6.4.2. Sur des carcasses

- Toutes les nécropsies partielles ou complètes devraient être effectuées dans une installation NC2.

- Étiqueter les fioles (numéro d'identification de l'animal et « sang cardiaque ») avant le prélèvement afin de réduire au minimum la manipulation et le risque de contamination de l'extérieur des dispositifs de confinement ou d'autres instruments.

- Utiliser une nouvelle paire de gants, une nouvelle lame de scalpel et des forceps propres et s'assurer que l'espace de travail et le matériel sont propres et désinfectés après chaque animal afin de prévenir une contamination croisée.

- Après avoir ouvert la cage thoracique (à l'aide de ciseaux ou de pinces coupantes), utiliser une aiguille et une seringue, ou ouvrir délicatement le cœur, pour prélever du sang cardiaque et placer le sang dans un tube à bouchon rouge, en évitant la contamination du sang par des tissus ou d'autres fluides. Placer l'échantillon dans le tube, puis dans le grand sac en plastique refermable avec les autres échantillons.

- Si le sang cardiaque est recueilli à l'aide de bandelettes de papier-filtre, l'excès de sang peut être versé sur deux bandelettes de papier-filtre, ou l'extrémité longue et étroite de chaque bandelette peut être immergée directement dans le sang jusqu'à ce que toute la longueur de la partie la plus étroite de la bande soit imprégnée. Il est aussi possible d'utiliser le liquide non contaminé de la cage thoracique.

- Indiquer, sur l'extrémité large de la bandelette, le numéro d'identification de l'animal. Laisser sécher les bandelettes de papier-filtre sur une serviette stérile ou un séchoir portable convenablement confiné (pendant 24 heures). Ne placez pas la bande en plein soleil pour sécher. Ensuite, placez-les dans des sacs d'échantillonnage (de type Whirl-Pak) et les conserver à -20 °C ou, si cela n'est pas possible, dans n'importe quel congélateur.

- Il faudrait procéder à une nécropsie complète des carcasses des animaux présumés ou confirmés positifs pour le SRAS-CoV-2. Toutes les carcasses présumées positives devraient être soumises sans délai à une nécropsie complète, et les autres carcasses devraient être conservées au congélateur jusqu'à ce que les résultats des tests soient obtenus. Les nécropsies doivent être effectuées dans une installation qui répond aux exigences de confinement de niveau 2 (NC2), comme il est indiqué dans la Norme canadienne sur la biosécurité. Chaque nécropsie devrait comprendre un examen macroscopique et l'échantillonnage d'un ensemble complet de tissus, qui seront ensuite fixés dans la formaline et soumis à un examen histopathologique, ainsi que la collecte de certains tissus qui seront congelés à -80 °C, en vue de tests ultérieurs éventuels. Un protocole de nécropsie complète et une liste des tissus à prélever sur les animaux présumés positifs sont présentés à l'**annexe VI**.

- Si les carcasses ne peuvent être conservées congelée jusqu'à ce que les résultats de l'épreuve de PCR soient obtenus, d'autres échantillons de tissus devraient être prélevés. Utiliser des forceps et des ciseaux pour exciser une section d'environ 0,5 cm de diamètre et de 1 cm de

longueur d'un lobe pulmonaire, et placer l'échantillon dans un cryotube ou un sac d'échantillonnage (de type Whirl-Pak). Utiliser la même technique pour retirer des sections de l'intestin grêle et du gros intestin et placer les échantillons dans des tubes distincts ou des sacs d'échantillonnage. Pour faire un prélèvement dans les cornets nasaux des gros animaux, pénétrer profondément dans une narine avec une paire de petits forceps et prélever un morceau de tissu osseux. Pour les petits animaux, il est aussi possible de pénétrer dans la cavité nasale à l'aide d'une pince à os ou d'une petite scie et d'utiliser des forceps avec des ciseaux ou un scalpel pour retirer un morceau de lame osseuse. Tous les échantillons devraient être congelés le plus rapidement possible.

6.5. Échantillon génétique (VISON SEULEMENT)

- Pour tous les visons, vivants ou morts, prélever aussi un échantillon d'ADN, afin de permettre l'analyse du degré d'hybridation entre les visons sauvages et les visons captifs.

- Les sections de peau, de foie ou de tissu musculaire (de la taille de la gomme à effacer d'un crayon) **prélevées sur des carcasses** peuvent être placées dans des cryotubes ou des sacs d'échantillonnage et conservées sur la glace jusqu'à ce qu'elles soient entreposées dans un congélateur, jusqu'au moment de l'expédiition. Les échantillons peuvent aussi être placés dans un cryotube de tampon de lyse.

- Les **échantillons prélevés sur un vison vivant** devraient aussi comprendre un échantillon d'ADN. Les tissus appropriés devant être prélevés sur un vison vivant pour une analyse d'ADN comprennent : un échantillon de plus de 30 poils avec leur racine entreposé à sec à la température ambiante dans une enveloppe à monnaie, un échantillon de sang conservé congelé ou dans un tampon de lyse ou un frottis buccal conservé dans un tampon de lyse. Les échantillons de poils, conservés dans des enveloppes à monnaie, devraient être placés dans un sac refermable ou dans des récipients hermétiques contenant un sachet dessicant.

- Voir l'**annexe IV** pour les coordonnées de la personne-ressource principale pour la soumission d'échantillons génétiques de visons.

6.6. Élimination des carcasses

Idéalement, les carcasses devraient demeurer congelées jusqu'à ce que les résultats de l'épreuve de PCR soient disponibles. Il est recommandé de procéder à une nécropsie sur tous les animaux confirmés positifs pour le SRAS-CoV-2 afin d'évaluer les lésions potentielles et de mieux comprendre la pathogenèse possible de l'infection virale chez l'espèce. Les carcasses positives pour le SRAS-Co-V-2 devraient être clairement identifiées, et les nécropsies devraient être effectuées dans des conditions de sécurité biologiques appropriées. Qu'elles aient ou non subi une nécropsie, les carcasses devraient être éliminées conformément aux règles institutionnelles et aux règlements provinciaux ou territoriaux applicables aux déchets présentant un risque biologique.

7. Conservation et transport des échantillons

7.1. Conservation des échantillons

- Il est impératif de consulter le ou les laboratoires de diagnostic participants afin de connaître les méthodes privilégiées d'échantillonnage, de manutention, d'entreposage et d'expédition avant de procéder aux prélèvements. Voir la liste des laboratoires de diagnostic qui effectuent des épreuves de PCR et des tests sérologiques présentée à l'**annexe IV**.

- Le sang, les tissus et les écouvillons devraient être conservés au froid (p. ex., sur de la glace ou des blocs réfrigérants dans des glacières) dès qu'ils sont recueillis et transférés dans un réfrigérateur (2 à 4 °C), s'ils ne peuvent être expédiés sur des blocs réfrigérants dans un délai de 24 heures.

- Si les échantillons sont expédiés par lots, congeler les échantillons le plus rapidement possible. Une fois congelés, les échantillons doivent demeurer congelés jusqu'au moment de l'analyse, car les coronavirus sont sensibles aux cycles de gel et de dégel.
    - Ces échantillons doivent donc être livrés congelés, au minimum sur des blocs réfrigérants massifs (et non sur des cubes de glace en vrac) ou sur de la glace sèche (si l'expéditeur possède une formation appropriée en transport des marchandises dangereuses(TMD)) et expédiés au ou aux laboratoires de diagnostic désignés pour une livraison le lendemain.

- Remarque : Si cela est plus pratique, les échantillons qui sont dans des tubes de tampon de lyse peuvent être entreposés et expédiés séparément à la température ambiante; ils peuvent toutefois être livrés avec les échantillons congelés.

7.2. Directives pour l'expédition

- Avant d'expédier les échantillons, toujours consulter le laboratoire de diagnostic auquel ils sont destinés afin de connaître les protocoles d'expédition appropriés et aviser le laboratoire chaque fois que des échantillons sont expédiés.

- S'inscrire en ligne pour utiliser le numéro d'urgence 24 heures sans frais de CANUTEC sur les documents d'expédition de matières dangereuses.

- Les échantillons doivent être expédiés conformément aux exigences applicables aux emballages P650. Un emballage P650 doit être constitué d'un emballage intérieur comprenant un récipient primaire étanche placé dans un emballage secondaire rigide et étanche. Il doit ensuite être déposé dans un emballage extérieur qui doit avoir au moins une surface d'une dimension minimale de 100 mm x 100 mm.

- Pour le transport de substances liquides, un matériau absorbant doit être placé entre le ou les récipients primaires et l'emballage secondaire, en quantité suffisante pour absorber la totalité du liquide contenu dans le ou les récipients primaires de sorte que toute fuite d'une matière

liquide ne compromette pas l'intégrité du matériau de calage ou de l'emballage extérieur. Pour le transport de substances solides, s'il y a un risque de présence de liquide résiduel dans le récipient primaire pendant le transport, il faut utiliser un matériau d'emballage approprié pour les liquides, y compris des matériaux absorbants.

- Selon les recommandations actuelles de Transports Canada[92], le ministre des Transports a délivré un certificat temporaire TU-0764.1 qui autorise la manutention, la présentation au transport et le transport de matières dangereuses qui sont des échantillons d'épreuve COVID-19 en vertu du paragraphe 31(2.1) de la *Loi sur le transport des matières dangereuses* (TMD). Ce certificat tient compte des exigences existantes en matière de sécurité et de TMD et du fait que certains professionnels de la santé peuvent ne pas avoir été formés conformément au Règlement sur le TMD.

- *En l'absence de formation appropriée en TMD*, il faut suivre la procédure ci-après en vertu du certificat temporaire TU-0764.1 :

    - Lorsque les échantillons doivent être expédiés à l'état congelé, des blocs réfrigérants massifs doivent être utilisés comme réfrigérants.

    - Les échantillons peuvent être expédiés dans une glacière en mousse de polystyrène (emballage primaire) à l'intérieur d'une boîte en carton rigide (emballage secondaire), sur des blocs réfrigérants massifs. Une quantité suffisante de matériau absorbant doit être placée entre la glacière et la boîte en carton.

    - Les éprouvettes et les sacs d'échantillonnage devraient être placés dans des sacs refermables et conservés dans la glacière en mousse de polystyrène, entourés de blocs réfrigérants.

    - Fermer la glacière en mousse de polystyrène en appliquant du ruban adhésif à deux ou trois endroits.

    - Sur l'extérieur de la boîte, apposer l'étiquette UN3373 – Substance biologique de catégorie B (voir le modèle d'étiquette à l'**annexe VII**). Inclure l'étiquette d'expédition « Substance biologique de catégorie B », les mots « Échantillons d'épreuve – COVID-19 », l'expression « TU 0764 » ou « Certificat temporaire – TU 0764 », les étiquettes d'identification du destinataire et de l'expéditeur et les mots : « En cas de dommage ou de fuite communiquer immédiatement avec », suivis du numéro de téléphone 24 heures où l'expéditeur peut être joint.

- Remarque : Si cela est plus pratique, les échantillons conservés dans un tampon de lyse peuvent être expédiés séparément à la température ambiante dans une glacière en mousse de polystyrène, à l'intérieur d'une boîte en carton.
  - Placer les échantillons dans des sacs en plastique refermables et placer les sacs dans la glacière. Entourer la glacière d'une quantité suffisante de matériau absorbant. Apposer l'étiquette « UN3373 » sur la boîte extérieure en carton. Inclure l'étiquette d'expédition « Substance biologique catégorie B », les mots « Échantillons d'épreuve – COVID-19 », l'expression « TU 0764 » ou « Certificat temporaire – TU 0764 », les étiquettes d'identification du destinataire et de l'expéditeur et les mots : « En cas de dommage ou de fuite communiquer immédiatement avec », suivis du numéro de téléphone 24 heures où l'expéditeur peut être joint.

- *Lorsque l'expéditeur/consignataire possède une formation appropriée* en TMD, il peut utiliser de la glace sèche comme réfrigérant pour les échantillons qui doivent demeurer congelés. La procédure suivante doit être utilisée pour l'expédition des échantillons sur de la glace sèche :

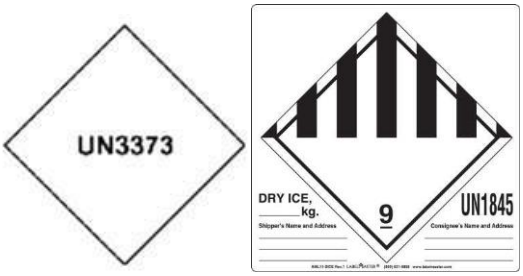
  - S'assurer que toutes les exigences du Règlement sur le TMD et directives techniques de l'IATA/OACI sont respectées.

  - Les échantillons peuvent être expédiés sur de la glace sèche, dans une glacière en mousse de polystyrène (emballage primaire) placée dans une boîte en carton rigide (emballage secondaire). Une quantité suffisante de matériau absorbant doit être placée entre la glacière et la boîte en carton.

  - Les éprouvettes et les sacs d'échantillonnage devraient être placés dans des sacs en plastique scellés et conservés dans la glacière en mousse de polystyrène, entourés de glace sèche.

  - Éviter de sceller complètement le couvercle avec du ruban adhésif afin de permettre à la glace sèche de s'évaporer par les ouvertures. L'emballage doit permettre l'évacuation du gaz carbonique et prévenir une accumulation de pression qui pourrait provoquer sa rupture.

  - Sur l'extérieur de la boîte, apposer les étiquettes « UN3373 » (matière biologique de catégorie B) et « UN1845 » (glace sèche). Inclure l'étiquette d'expédition « Substance biologie de catégorie B », les mots « Échantillons d'épreuve – COVID-19 », les étiquettes d'identification du destinataire et de l'expéditeur et les mots : « En cas de dommage ou de fuite communiquer immédiatement avec », suivis du numéro de téléphone 24 heures où l'expéditeur peut être joint.



8. Test de diagnostic

8.1. Avis de biosécurité pour les laboratoires de diagnostic

Les lignes directrices de biosécurité applicables aux laboratoires qui mènent des activités de diagnostic ou de recherche sur le SRAS-CoV-2 sans mise en culture sont conformes à l'Avis de biosécurité : SRAS-CoV-2 (Coronavirus 2 du syndrome respiratoire aigu sévère) publié par l'Agence de la santé publique du Canada[93].

Les activités de diagnostic sans mise en culture réalisées sur des échantillons primaires (p. ex., tissus, sérum, sang, prélèvements, carcasses) doivent être effectuées dans une installation qui répond aux exigences énoncées dans la Norme canadienne sur la biosécurité (NCB) pour un niveau de confinement 2 (NC2). Le personnel qui mène les activités de diagnostic et de laboratoire devrait, pour le moins, suivre les pratiques exemplaires de laboratoire microbiologique dans les aires de travail où des échantillons primaires sont manipulés. Les activités de diagnostic pour lesquelles des pratiques courantes et des mesures universelles de précaution sont recommandées comprennent la préparation d'échantillons pour une extraction des acides nucléiques, la réception et l'entreposage des échantillons envoyés par des partenaires et la préparation d'échantillons pour leur emballage et leur distribution à des laboratoires de diagnostic pour des tests supplémentaires.

- Lorsque des aérosols risquent d'être produits pendant les activités de diagnostic menées sur des échantillons primaires provenant de sujets faisant l'objet d'une enquête pour la COVID-19, il est recommandé que les laboratoires prennent des mesures supplémentaires de biosécurité, notamment l'utilisation d'une enceinte de sécurité biologique (ESB). Lorsqu'une ESB est disponible, les recommandations suivantes en matière de biosécurité peuvent être mises en pratique :

- Un sarrau, des gants, une protection oculaire ou faciale et une protection respiratoire bien ajustée devraient être portés lors de la manipulation d'échantillons primaires.

- Une ESB certifiée devrait être utilisée pour les procédures susceptibles de produire des gouttelettes ou des aérosols infectieux et les activités impliquant des récipients ouverts dans lesquels se trouvent des matières infectieuses (c.-à-d. pas encore inactivées).

- La centrifugation d'échantillons primaires doit être effectuée dans des godets de sécurité ou des rotors scellés, qui sont chargés/déchargés dans une ESB.

- Il faut essuyer tous les postes de travail, les surfaces et le matériel de laboratoire avec de l'éthanol à 70 % afin de désinfecter chimiquement et d'inactiver tout matériel contenant du SRAS-CoV-2 après tout travail de laboratoire.

  Il est à noter que, pour toutes les activités de mise en culture *in vitro* ou *in vivo* (p. ex., la préparation d'un inoculum, l'isolement du virus, l'inoculation expérimentale d'animaux, le prélèvement d'échantillons chez des animaux infectés expérimentalement), un niveau minimal de confinement 3 (NC3) est exigé.

  Se reporter à la page Avis de biosécurité : SRAS-CoV-2 (Coronavirus 2 du syndrome respiratoire aigu sévère)[93] pour plus de conseils sur la façon de protéger le personnel et de réduire le risque de contamination ou de transmission virale.

8.2. Laboratoires de diagnostic

Une liste des laboratoires de diagnostic au Canada qui peuvent administrer des épreuves de RT-PCR et/ou des tests sérologiques pour dépister le SRAS-CoV-2 dans des échantillons fauniques est présentée à l'**annexe IV**. Les échantillons devant subir une épreuve de RT-PCR et des tests sérologiques seront vraisemblablement traités dans des laboratoires distincts, selon la province.

Les laboratoires de diagnostic qui effectuent des épreuves de RT-PCR pour le SRAS-CoV-2 devraient utiliser des protocoles validés, conformes aux normes internationales. Il existe plusieurs protocoles utilisant différentes amorces ou combinaisons d'amorces (p. ex., amorces ciblant les gènes RdRp et E[94] ou amorces ciblant le gène de la nucléoprotéine[95]). Au Canada, les différents laboratoires peuvent ne pas tous choisir les mêmes amorces pour les épreuves de PCR. Les définitions des cas non négatifs et positifs confirmés chez les animaux sauvages sont celles qui sont données par l'Agence canadienne d'inspection des aliments (ACIA) dans le document Directives provisoires pour les laboratoires qui effectuent des analyses de dépistage du SRAS-CoV-2 chez les animaux[96].

Pour les tests sérologiques, qui permettent de déceler les anticorps au SRAS-CoV-2, il existe des tests commerciaux dont l'utilisation avec les sérums humains a été validée. Ces tests, ainsi que les nouveaux tests mis au point à l'interne par divers laboratoires au Canada, sont en cours de validation pour les animaux domestiques et sauvages. La détermination d'une exposition possible au SRAS-CoV-2 chez les espèces sauvages peut donc nécessiter une nouvelle validation des tests pour chaque espèce, et des travaux de recherches sont actuellement menés sur cette question au Canada.

Pour augmenter la quantité de renseignements obtenus dans le cadre d'une surveillance ciblée du SRAS-CoV-2, des échantillons en double peuvent aussi être utilisés pour le dépistage d'autres coronavirus, au moyen d'une épreuve de PCR pan-coronavirus[97]. Une liste des laboratoires au Canada pouvant analyser des échantillons pour d'autres coronavirus est présentée à l'**annexe IV**.

8.3. Confirmation et communication des résultats

Conformément aux lignes directrices de l'ACIA (Directives provisoires pour les laboratoires qui effectuent des analyses de dépistage du SRAS-CoV-2 chez les animaux[96]), un résultat non négatif à l'épreuve de PCR réalisée au laboratoire de diagnostic doit être confirmé par le Centre national des maladies animales exotiques (CNMAE) de l'ACIA, à Winnipeg. Des échantillons en double et de l'ADN complémentaire (ADNc) provenant de l'échantillon d'origine devraient être fournis. L'adresse d'expédition est le 1015, rue Arlington, Winnipeg, MB, Canada, R3E 3M4, à l'attention de Kathleen Hooper-McGrevy, coordonnatrice du diagnostic. Inclure dans l'emballage une attestation de l'expéditeur donnant une liste des éléments du contenu et le nom et les coordonnées de l'expéditeur. Une fois le colis prêt à l'expédition, le numéro du bordereau d'expédition doit être envoyé par courriel à Kathleen Hooper-McGrevy, à l'adresse kathleen.hoopermcgrevy@canada.ca et un appel doit être fait au numéro suivant : 204-789-5048. Autre personne-ressource : Carissa Embury-Hyatt, carrisa.emburyhyatt@canada.ca.

Un résultat confirmé positif pour le SRAS-CoV-2 chez un animal sauvage répond aux critères de déclaration obligatoire à l'OIE, conformément au Code sanitaire pour les animaux terrestres de l'OIE (Directives provisoires pour les laboratoires qui effectuent des analyses de dépistage du SRAS-CoV-2 chez les animaux[96]). Voir l'**annexe V** pour plus de précisions sur le signalement d'une détection positive du SRAS-CoV-2. Les résultats ne devraient pas être divulgués au grand public tant qu'ils n'auront pas été confirmés par le CNMAE et officiellement déclarés à l'OIE.

Un test sérologique positif démontre que l'animal a été antérieurement exposé au SRAS-CoV-2 et ne fournit pas de renseignements sur le statut infectieux courant. C'est pourquoi il n'est pas nécessaire de signaler immédiatement à l'OIE les tests sérologiques positifs qui n'ont pas été confirmés par des résultats positifs à l'épreuve de PCR. Il convient plutôt d'indiquer dans une lettre ou un rapport les résultats qui présentent un intérêt.

8.4. Mise en commun des données et communication des résultats

Pour les espèces sauvages, qui ne relèvent généralement des compétences du vétérinaire en chef (VC) provincial ou territorial ou du service de la santé publique, il est fortement recommandé que chaque province et territoire établisse des voies de communication afin de s'assurer que les résultats des tests effectués sur la faune aux laboratoires de diagnostic et les tests de confirmation réalisés au CNMAE soient transmis aux organismes fédéraux, provinciaux et territoriaux responsables de la santé de la faune et des animaux domestiques et de la santé publique ainsi qu'aux principaux intervenants. Pour plus de précisions sur le processus de déclaration, voir l'**annexe V**.

Pour toute espèce sauvage échantillonnée en association avec les communautés autochtones, il est particulièrement important de communiquer les résultats dans le respect du contexte culturel, de préférence en adoptant une approche interculturelle et collaborative de manière à fournir des renseignements concrets aux communautés visées. Dans ces situations, les questions relatives à la collecte des échantillons, à la mise en commun des données et aux

communications devraient être discutées ouvertement avec les communautés autochtones dès le début, lors de la planification de la surveillance ciblée.

8.5. Mesures de suivi après la détection de cas confirmés de SRAS-CoV-2 chez des animaux sauvages

Il est recommandé que la province ou le territoire établisse un plan d'intervention advenant un cas positif confirmé chez un animal sauvage avant de lancer un programme de surveillance ciblée du SRAS-CoV-2. Le présent document ne vise pas à fournir des directives détaillées, mais il recommande, pour le moins, d'étendre sans délai la surveillance de la faune aux environs du point de détection.

9. Lignes directrices pour d'autres situations nécessitant une surveillance du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages

9.1. Autres éclosions ponctuelles

Des éclosions du SRAS-CoV-2 survenant dans d'autres situations peuvent aussi déclencher un programme de surveillance ciblée de la faune, par exemple une éclosion dans des centres de réhabilitation de la faune, des zoos, des réserves naturelles ou des aquariums, des élevages d'animaux à fourrure autres que les visons ou d'autres fermes (p. ex., des fermes de cervidés). En général, les lignes directrices qui visent les fermes d'élevage de visons peuvent aussi être appliquées dans d'autres situations, mais il est alors recommandé de surveiller aussi les animaux sauvages présents sur le site.

9.2. Veille et surveillance opportuniste de la faune

Une surveillance opportuniste du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages peut être entreprise en collaboration avec les chercheurs spécialistes de la faune, les chasseurs et les trappeurs, les centres de réhabilitation de la faune et les laboratoires de diagnostic pour animaux sauvages. Dans un autre scénario, on pourrait envisager la surveillance de la faune péridomestique et urbaine dans les zones où la prévalence d'infections au SRAS-CoV-2 est élevée. Il est à noter que tous les tests non négatifs obtenus par les chercheurs doivent aussi être confirmés par le CNMAE et les résultats confirmés positifs doivent être signalés à l'OIE, de la manière décrite ci-dessus (Directives provisoires pour les laboratoires qui effectuent des analyses de dépistage du SRAS-CoV-2 chez les animaux[96]). Une solution de rechange ou approche complémentaire à la surveillance animale consistant à recueillir des échantillons du milieu (p. ex., le prélèvement d'échantillons d'eau à proximité d'éclosions ponctuelles) pourrait être utilisée pour déceler une contamination virale potentielle à partir d'un site

donné. Une liste des chercheurs qui effectuent actuellement une surveillance opportuniste ou d'autres travaux de recherche liés au SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages au Canada est présentée à l'**annexe IV**.

10. Références

1. *Lignes directrices sur la surveillance du SRAS-CoV-2 chez le vison d'élevage au Canada* (2021).
2. Zhou, P. *et al.* A pneumonia outbreak associated with a new coronavirus of probable bat origin. *Nature* **579,** 270–273 (2020).
3. Olival, K. J. *et al.* Possibility for reverse zoonotic transmission of SARS-CoV-2 to free-ranging wildlife: A case study of bats. *PLos Pathog.* **16,** e1008758 (2020).
4. Anthony, S. J. *et al.* Coronaviruses in bats from Mexico. *J. Gen. Virol.* **94,** (2013).
5. Organisation mondiale de la santé animale. COVID 19 : événements chez les animaux. (2020). Site Web : https://www.oie.int/fr/expertise-scientifique/informations-specifiques-et-recommandations/questions-et-reponses-sur-le-nouveau-coronavirus2019/evenements-chez-les-animaux/. (Consulté le 29 juin 2021)
6. Burkholz, S. *et al.* Paired SARS-CoV-2 spike protein mutations observed during ongoing SARS-CoV-2 viral transfer from humans to minks and back to humans. *bioRxiv* **preprint,** (2021).
7. Boklund, A. *et al.* SARS-CoV-2 in Danish Mink Farms: Course of the Epidemic and a Descriptive Analysis of the Outbreaks in 2020. *Animals* **11,** 164 (2021).
8. Hosie, M. J. *et al.* Anthropogenic infection of cats during the 2020 COVID-19 pandemic. *Viruses* **13,** 185 (2021).
9. Control, E. F. S. A. et E. C. pour D. P. *et al.* Monitoring of SARS-CoV-2 infection in mustelids. *EFSA J.* **19,** 6459, 68 pp. (2021).
10. Hammer, A. S. *et al.* SARS-CoV-2 Transmission between Mink (Neovison vison) and Humans, Denmark. *Emerg Infect Dis* **27,** 547–551 (2021).
11. Kidd, A. G., J. Bowman, D. Lesbarreres et A. I. Schulte-Hostedde. Hybridization between escaped domestic and wild American mink (Neovison vison). *Mol. Ecol.* **18,** 1175–1186 (2009).
12. Shriner, S. A. *et al.* SARS-CoV-2 Exposure in Escaped Mink, Utah, USA. *Emerg. Infect. Dis.* **27,** 988–990 (2021).
13. DeLiberto, T. et S. Shriner. *Coronavirus disease 2019 update (536): animal, USA (UT) wild mink, 1st case*. (2020).
14. Aguilo-Gisbert, J. *et al.* First description of natural SARS-CoV-2 infection in two feral American mink (Neovison vison) caught in the wild. *Animals* **11,** 1422 (2021).
15. (ProMED), I. S. pour I. D. Coronavirus disease 2019 update (536): animal, USA (Utah) wild mink, first case. (2020). Site Web : https://promedmail.org/promed-post/?id=8015608. (Consulté le 29 juin 2021)
16. GLEWS+. *Le SARS-CoV-2 chez les animaux élevés pour leur fourrure : évaluation du risque* (2021).

17. Chandler, J. C. *et al.* SARS-CoV-2 exposure in wild white-tailed deer (Odocoileus virginianus). *bioRxiv* **preprint,** (2021).

18. Montagutelli, X. *et al.* The B1.351 and P.1 variants extend SARS-CoV-2 host range to mice. *bioRxiv* (2021). doi:https://doi.org/10.1101/2021.03.18.436013

19. Harrington, L. A. *et al.* Wild American mink (Neovison vison) may pose a COVID-19 threat. *Front. Ecol. Environ.* **19,** 266–267 (2021).

20. Delahay, R. J. *et al.* Assessing the risks of SARS-CoV-2 in wildlife. *One Heal. Outlook* **3,** 7 (2021).

21. Organisation, W. H. Tripartite Zoonoses Guide: Operational tools and approaches for zoonotic diseases. (2021). Site Web : https://www.who.int/initiatives/tripartite-zoonosis-guide. (Consulté le 26 juillet 2021)

22. Organisation mondiale de la santé animale. *Cadre de l'OIE en faveur de la santé de la faune sauvage « Protéger la santé de la faune sauvage pour atteindre l'objectif 'une seule santé »* (2021).

23. Cook, J. D., E. H. C. Grant, J. T. H. Coleman, J. M. Sleeman et M. C. Runge. Risks posed by SARS-CoV-2 to North American bats during winter fieldwork. *Conserv. Sci. Pract.* e410 (2021). doi:https://doi.org/10.1111/csp2.410

24. Runge, M. C. *et al. Assessing the risks posed by SARS-CoV-2 in and via North American Bats - Decision framing and rapid risk assessment* (2020).

25. *Espèces sauvages et SRAS-CoV-2 : lignes directrices sur la manipulation* (2021).

26. Deng, J. *et al.* Serological survey of cats in China before and after the pandemic. *Virol. Sin.* **35,** 846–848 (2020).

27. Spada, E. *et al.* A pre- and during pandemic survey of SARS-CoV-2 infection in stray colony and shelter cats from a high endemic area of northern Italy. *Viruses* **13,** 618 (2021).

28. Organisation mondiale de la santé animale. Fiche technique OIE : infection par le SARS-CoV-2 chez les animaux (2021).

29. Oreshkova, N. *et al.* SARS-CoV-2 infection in farmed minks, the Netherlands, April and May 2020. *Euro Surveill* **25,** 2001005 (2020).

30. Molenaar, R. J. *et al.* Clinical and Pathological Findings in SARS-CoV-2 Disease Outbreaks in Farmed Mink (Neovison vison). *Vet Pathol* **57,** 653–657 (2020).

31. Oude Munnink, B. B. *et al.* Transmission of SARS-CoV-2 on mink farms between humans and mink and back to humans. *Science (80-.).* **371,** 172–177 (2021).

32. de Rooij, M. M. T. *et al.* Occupational and environmental exposure to SARS-CoV-2 in and around infected mink farms. *medRxiv* **preprint,** (2021).

33. Shuai, L. *et al.* Replication, pathogenicity, and transmission of SARS-CoV-2 in minks. *Natl Sci Rev* (2020). doi:10.1093/nsr/nwaa291

34. Shi, J. *et al.* Susceptibility of ferrets, cats, dogs, and other domesticated animals to SARS-coronavirus 2. *Science* **368,** 1016–1020 (2020).

35. Kim, Y.-I. *et al.* Infection and rapid transmission of SARS-CoV-2 in ferrets. *Cell Host Microbe*

27, 704–709 (2020).

36. Richard, M. *et al.* SARS-CoV-2 is transmitted via contact and via the air between ferrets. *Nat. Commun.* **11,** (2020).

37. Schlottau, K. *et al.* SARS-CoV-2 in fruit bats, ferrets, pigs, and chickens: an experimental transmission study. *The Lancet Microbe* E218–E225 (2020). doi:https://doi.org/10.1016/S2666-5247(20)30089-6

38. Kutter, J. S. *et al.* SARS-CoV and SARS-CoV-2 are transmitted through the air between ferrets over more than one meter distance. *Nat. Commun.* **12,** 1653 (2021).

39. Bosco-Lauth, A. M. *et al.* Experimental infection of domestic dogs and cats with SARS-CoV-2: Pathogenesis, transmission, and response to reexposure in cats. *Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A.* **117,** 26382–26388 (2020).

40. Gaudreault, N. N. *et al.* SARS-CoV-2 infection, disease and transmission in domestic cats. *Emerg Microbes Infect* **9,** 2322–2332 (2020).

41. Halfmann, P. J. *et al.* Transmission of SARS-CoV-2 in domestic cats. *N Engl J Med* **383,** 592–594 (2020).

42. Hamer, S. A. *et al.* SARS-CoV-2 infections and viral isolations among serially tested cats and dogs in households with infected owners in Texas, USA. *Viruses* **13,** 938 (2021).

43. Barrs, V. R. *et al.* SARS-CoV-2 in quarantined domestic cats from COVID-19 households or close contacts, Hong Kong, China. *Emerg. Infect. Dis.* **26,** 3071–3074 (2020).

44. Hosie, M. J. *et al.* Respiratory disease in cats associated with human-to-cat transmission of SARS-CoV-2 in the UK. *bioRxiv* **preprint,** (2020).

45. Musso, N. *et al.* New SARS-CoV-2 infection detected in an Italian pet cat by RT-qPCR from deep pharyngeal swab. *Pathogens* **9,** 746 (2020).

46. McAloose, D. *et al.* From People to Panthera: Natural SARS-CoV-2 Infection in Tigers and Lions at the Bronx Zoo. *Host-Microbe Biol.* **11,** e02220-20 (2020).

47. Bartlett, S. L. *et al.* SARS-CoV-2 Infection And Longitudinal Fecal Screening In Malayan Tigers (Panthera tigris jacksoni), Amur Tigers (Panthera tigris altaica), And African Lions (Panthera leo krugeri) At The Bronx Zoo, New York, USA. *J. Zoo Wildl. Med.* **51,** 733–744 (2021).

48. Freuling, C. M. *et al.* Susceptibility of Raccoon Dogs for Experimental SARS-CoV-2 Infection. *Emerg. Infect. Dis.* **26,** 2982–2985 (2020).

49. Bosco-Lauth, A. M. *et al.* Survey of peridomestic mammal susceptibility to SARS-CoV-2 infection. *bioRxiv* (2021).

50. Francisco, R. *et al.* Experimental susceptibility of North American raccoons (Procyon lotor) and striped skunks (Mephitis mephitis) to SARS-CoV-2. *bioRxiv* (2021).

51. Griffin, B. D. *et al.* North American deer mice are susceptible to SARS-CoV-2. *bioRxiv* **preprint,** (2020).

52. Fagre, A. *et al.* SARS-CoV-2 infection, neuropathogenesis and transmission among deer

mice: Implications for reverse zoonosis to New World rodents. *bioRxiv* **preprint,** (2020).

53. Bertzbach, L. D. *et al.* SARS-CoV-2 infection of Chinese hamsters (Cricetulus griseus) reproduces COVID-19 pneumonia in a well-established small animal model. *Transbound Emerg Dis* **68,** 1075–1079 (2021).

54. Chan, J. F.-W. *et al.* Simulation of the clinical and pathological manifestations of Coronavirus Disease 2019 (COVID-19) in golden Syrian hamster model: implications for disease pathogenesis and transmissibility. *Clin Infect Dis* **71,** 2428–2446 (2020).

55. Sia, S. F. *et al.* Pathogenesis and transmission of SARS-CoV-2 in golden hamsters. *Nature* **583,** 834–838 (2020).

56. Bao, L. *et al.* The pathogenicity of SARS-CoV-2 in hACE2 transgenic mice. *Nature* 830–833 (583). doi:https://doi.org/10.1038/s41586-020-2312-y

57. Ulrich, L. *et al.* Experimental SARS-CoV-2 Infection of Bank Voles. *bioRxiv* **preprint,** (2020).

58. Yao, W. *et al.* Circulating SARS-CoV-2 variants B.1.1.7, 501Y.V2, and P.1 have gained ability to utilize rat and mouse Ace2 and altered in vitro sensitivity to neutralizing antibodies and ACE2-Ig. *bioRxiv* **preprint,** (2021).

59. Mykytyn, A. Z. *et al.* Susceptibility of rabbits to SARS-CoV-2. *Emerg Microbes Infect* **10,** 1–7 (2021).

60. Palmer, M. V *et al.* Susceptibility of white-tailed deer (Odocoileus virginianus) to SARS-CoV-2. *J Virol* **95,** e00083-21 (2021).

61. Hall, J. S. *et al.* Experimental challenge of a North American bat species, big brown bat (Eptesicus fuscus), with SARS-CoV-2. *Transbound Emerg Dis* 1–10 (2020). doi:10.1111/tbed.13949

62. Meekins, D. A. *et al.* Susceptibility of swine cells and domestic pigs to SARS-CoV-2. *bioRxiv* **preprint,** (2020).

63. Pickering, B. *et al.* Susceptibility of domestic swine to experimental infection with severe acute respiratory syndrome Coronavirus 2. *Emerg. Infect. Dis.* **27,** 104–112 (2021).

64. Vergara-Alert, J. *et al.* Piglets inoculated by different routes are not susceptible to SARS-CoV-2, but those inoculated parenterally were immunized against the virus. *Transbound Emerg Dis* (2020). doi:10.1111/tbed.13861

65. Ulrich, L., K. Wernike, D. Hoffmann, T. C. Mettenleiter et M. Beer. Experimental infection of cattle with SARS-CoV-2. *Emerg. Infect. Dis.* **12,** 2979–2981 (2020).

66. Falkenberg, S. *et al.* Experimental Inoculation of Young Calves with SARS-CoV-2. *Viruses* **13,** 441 (2021).

67. Suarez, D. L. *et al.* Lack of susceptibility to SARS-CoV-2 and MERS-CoV in poultry. *Emerg. Infect. Dis.* **12,** 3071–3076 (2020).

68. Berhane, Y., M. Suderman, S. Babiuk et B. Pickering. Susceptibility of turkeys, chickens and chicken embryos to SARS-CoV-2. *Transbound Emerg Dis* (2020). doi:https://doi.org/10.1111/tbed.13970

69. Legagneux, P., M. Lemire et G. Wong. Pas de covid-19 chez les oies des neiges, conclut une étude de l'Université Laval. (2020). Site Web : https://sentinellenord.ulaval.ca/fr/actualites/pas-de-covid-19-chez-les-oies-des-neiges-conclut-une-etude-de-luniversite-laval. (Consulté le 29 juin 2021)

70. Xu, L. *et al.* COVID-19-like symptoms observed in the Chinese tree shrews infected with SARS-CoV-2. *Zool Res* **41,** 517–526 (2020).

71. Zhao, Y. *et al.* Susceptibility of tree shrew to SARS-CoV-2 infection. *Sci. Rep.* **10,** (2020).

72. Global, S. D. Z. Gorilla troop at the San Diego Zoo Safari Park test positive for COVID-19 (2021). Site Web : https://sandiegozoowildlifealliance.org/pressroom/news-releases/gorilla-troop-san-diego-zoo-safari-park-test-positive-covid-19. (Consulté le 28 juin 2021)

73. Lu, S. *et al.* Comparison of SARS-CoV-2 infections among 3 species of non-human primates. *bioRxiv* **preprint,** (2020).

74. Shan, C. *et al.* Infection with novel coronavirus (SARS-CoV-2) causes pneumonia in Rhesus macaques. *Cell Res.* **30,** 670–677 (2020).

75. Rockx, B. *et al.* Comparative pathogenesis of COVID-19, MERS, and SARS in a nonhuman primate model. *Science (80-.).* **368,** 1012–1015 (2020).

76. Munster, V. J. *et al.* Respiratory disease in rhesus macaques inoculated with SARS-CoV-2. *Nature* **585,** 268–272 (2020).

77. Deng, W. *et al.* Ocular conjunctival inoculation of SARS-CoV-2 can cause mild COVID-19 in Rhesus macaques. *Nat. Commun.* **11,** (2020).

78. Singh, D. K. *et al.* Responses to acute infection with SARS-CoV-2 in the lungs of rhesus macaques, baboons and marmosets. *Nat. Microbiol.* **6,** 73–86 (2021).

79. Cross, R. W. *et al.* Intranasal exposure of African green monkeys to SARS-CoV-2 results in acute phase pneumonia with shedding and lung injury still present in the early convalescence phase. *Virol. J.* **17,** (2020).

80. Les animaux et la COVID-19 (2021). Site Web : https://www.canada.ca/fr/sante-publique/services/maladies/2019-nouveau-coronavirus/prevention-risques/animaux-covid-19.html. (Consulté le 26 juillet 2021)

81. Charbonneau, R., L. Niel, E. Olfert, M. von Keyserlingk et G. Griffin. *Lignes directrices du CCPA sur : l'euthanasie des animaux utilisés en science* (2010).

82. Leary, S. *et al. AVMA guidelines for the euthanasia of animals: 2020 edition* (2020).

83. Tamlin, A. L., J. Bowman et D. F. Hackett. Separating wild from domestic American mink based on skull morphometrics. *Wildlife Biol.* **15,** 266–277 (2009).

84. Institut de la fourrure du Canada. *La sécurité liée aux pièges* (2019). Site Web : https://fur.ca/fr/le-piegeage/la-securite-liee-aux-pieges/ (Consulté le 30 juin 2021)

85. *Accord sur des normes internationales de piégeage sans cruauté entre la Communauté européenne, le Canada et la Fédération de Russie* (1997).

86. Austin-Smith, P. *et al. Le Conseil canadien de protection des animaux, Lignes directrices : soin et utilisation des animaux sauvages* (2003).

87. Austin-Smith, P. *et al. Lignes directrices sur : le soin et l'utilisation des animaux sauvages* (2003).

88. Otis, D. L., K. P. Burnham, G. C. White et D. R. Anderson. Statistical inference from capture data on closed animal populations. *Wildl. Monogr.* **62,** 3–135 (1978).

89. Sun, C. C., A. K. Fuller et J. A. Royle. Trap configuration and spacing influences parameter estimates in spatial capture-recapture models. *PLoS One* **9,** e88025 (2014).

90. *Réseau canadien pour la santé de la faune, Directives entourant la manipulation et l'expédition* (2015).

91. Association canadienne des vétérinaires de zoo et de la faune (2020). Site Web : https://cazwv.org/wp/. (Consulté le 26 juillet 2021)

92. Transports Canada. Certificat temporaire TU 0764.1 : échantillons d'épreuve pour la COVID-19. (2021). Site Web : https://tc.canada.ca/fr/marchandises-dangereuses/certificats-temporaires/certificat-temporaire-tu-07641-echantillons-epreuve-covid-19. (Consulté le 29 juin 2021)

93. Gouvernement du Canada. Avis de biosécurité : SRAS-CoV-2 (Coronavirus 2 du syndrome respiratoire aigu sévère). (2020). Site Web : https://www.canada.ca/fr/sante-publique/services/biosecurite-biosurete-laboratoire/directives-avis-avis-speciaux-matiere-biosecurite/nouveau-coronavirus-27-janvier.html#a1. (Consulté le 30 juin 2021)

94. Corman, V. M. *et al.* Detection of 2019 novel coronavirus (2019-nCoV) by real-time RT-PCR. *Euro Surveill* **25,** 2000045 (2020).

95. Research use only 2019-novel coronavirus (2019-nCov) real-time RT-PCR primers and probes. *Centers for Disease Control and Prevention* (2020). Site Web : https://www.cdc.gov/coronavirus/2019-ncov/lab/rt-pcr-panel-primer-probes.html. (Consulté le 26 juillet 2021)

96. *Directives provisoires pour les laboratoires qui effectuent des analyses de dépistage du SRAS-CoV-2 chez les animaux*.

97. Xiu, L. *et al.* A RT-PCR assay for the detection of coronaviruses from four genera. *J. Clin. Virol.* **128,** 104391 (2020).

Liste des annexes

Annexe I. Organigramme de surveillance du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages au Canada

Annexe II. Personnes-ressources pour le vétérinaire en chef dans chaque province et territoire

Annexe III. Personnes-ressources responsables de la surveillance ciblée du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages dans chaque province et territoire

Annexe IV. Coordonnées des laboratoires pour la soumission d'échantillons prélevés sur des animaux sauvages pour :

- Une épreuve de RT-PCR pour le dépistage du SRAS-CoV-2 à partir d'échantillons obtenus dans le cadre d'une surveillance ciblée;
- Des tests sérologiques sur des échantillons obtenus dans le cadre d'une surveillance ciblée ou opportuniste;
- Une épreuve de PCR pancoronavirus pour déceler la présence de tous les coronavirus dans des échantillons obtenus dans le cadre d'une surveillance ciblée ou opportuniste;
- Des tests génétiques sur des échantillons prélevés sur des visons.

Annexe V. Organigramme de dépistage du SRAS CoV-2 chez les animaux sauvages

Annexe VI. Fiches de données sur les échantillons prélevés :

- Pour les animaux sauvages apparemment sains non soupçonnés d'être infectés par le SRAS-CoV-2 (vivants/morts) :
  - Fiche de données sur les échantillons prélevés dans le cadre d'une surveillance ciblée du SRAS-CoV-2 chez les espèces sauvages
- Pour les animaux sauvages soupçonnés d'être infectés par le SRAS-CoV-2 :
  - Procédure de nécropsie complète et liste des échantillons aux fins de la surveillance du SRAS-CoV-2

Annexe VII. Modèle d'étiquette UN3373 – Substance biologique de catégorie B

Annexe I. Organigramme pour la surveillance du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages au Canada

Événement déclencheur (éclosion dans un élevage de visons)

Communication et planification

1. Communiquer avec les ministères et les organismes (p. ex., santé publique, agriculture) devant intervenir à la suite de l'éclosion dans l'élevage de visons
2. Communiquer avec le VC (**annexe II**) et/ou le responsable provincial ou territorial de la faune (**annexe III**) si un échantillonnage ciblé est entrepris
3. Communiquer avec la personne-ressource principale du laboratoire dans la province ou le territoire (**annexe IV**)

Mise en œuvre du plan de surveillance

- Aviser les personnes appropriées dans la province ou le territoire (voir les **annexes II** et **III**)
- Mesures d'atténuation des risques (p.ex., EPI)

1. Déterminer toutes les considérations réglementaires (p. ex., permis)
2. Effectuer une reconnaissance sur le terrain (évaluer le paysage et la composition par espèce)
3. Identifier les espèces ciblées
4. Mettre au point un protocole de capture et d'échantillonnage de la faune propre à chaque site

Collecte d'échantillons

TOUS les animaux (vivants et carcasses)

- Écouvillons nasaux
- Écouvillons oropharyngés
- Écouvillons rectaux
- Échantillon pour tests sérologiques
  - Sérum OU
  - Papier-filtre OU
  - Sang (tube à bouchon rouge)

Plus

Carcasses

- Congeler pour une nécropsie OU
- Échantillons minimaux de tissus
  - Poumon
  - Cornets nasaux
  - Intestin grêle et gros intestin

Plus

Vison Échantillon génétique

- Carcasse
  - Peau, foie ou muscle
- Animal vivant
  - Échantillon de fourrure avec les racines

Consigner les données sur une fiche de données (voir l'annexe VI)

Manutention et transport des échantillons	**Expédier les échantillons au ou aux laboratoires de diagnostic participants pour une épreuve de PCR, des tests sérologiques et une nécropsie (voir l'annexe IV)**	
	Pour soumission immédiate : • Conserver tous les échantillons sur des blocs réfrigérants ou au réfrigérateur • Expédier sur de la glace (voir la **section 7**)	**Pour soumission par lots :** • Congeler les échantillons le plus rapidement possible et les garder congelés • Expédier sur des blocs réfrigérants massifs ou de la glace sèche (voir la **section 7**)
Confirmation	**Résultats non négatifs à l'épreuve PCR :** • Voir l'**annexe V** pour la confirmation et la communication de résultats non négatifs à l'épreuve de PCR • Envoyer des échantillons en double et de l'ADNc au CNMAE (Winnipeg) pour confirmation • Si possible, nécropsie	**Résultats négatifs à l'épreuve de PCR :** • Les carcasses et les échantillons peuvent être éliminés conformément aux lignes directrices provinciales ou territoriales

Annexe II. Personnes-ressources pour le vétérinaire en chef dans chaque province et territoire

Province	Nom	Courriel	Numéro de téléphone
Colombie-Britannique	**Dr Brian Radke** Vétérinaire de santé publique, Livestock Health Management and Regulatory Unit, Gouvernement de la Colombie-Britannique	brian.radke@gov.bc.ca	778-666-0544
Alberta	**Dr Keith Lehman** Vétérinaire provincial en chef, Office of the Chief Provincial Veterinarian, Gouvernement de l'Alberta	keith.lehman@gov.ab.ca	708-427-6406
Saskatchewan	**Dre Stephanie Smith** Vétérinaire en chef, Veterinary Unit, Ministry of Agriculture, Gouvernement de la Saskatchewan	stephanie.smith@gov.sk.ca	306-527-3350

Manitoba	**Dr Dale Douma** Épidémiologiste de la santé publique, Direction générale de la santé et du bien-être des animaux, Ministère de l'Agriculture et du Développement des ressources, Gouvernement du Manitoba	dale.douma@gov.mb.ca	204-945-8011
Ontario	**Dre Cathy Furness** Vétérinaire en chef, Direction de la santé et du bien-être des animaux / Bureau du vétérinaire en chef de l'Ontario, Gouvernement de l'Ontario	ag.info.omafra@ontario.ca cathy.furness@ontario.ca	1-877-424-1300
Québec	**Dre Hélène Trépanier** Médecin vétérinaire en chef, Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, Gouvernement du Québec	Joindre au moyen du lien à la fin de l'annexe*	1-844-ANIMAUX 1-844 264-6289

Nouveau-Brunswick	**Dre Nicole Wanamaker** Ministère de l'Agriculture, de l'Aquaculture et des Pêches, Gouvernement du Nouveau-Brunswick	nicole.wanamaker@gnb.ca	506-433-0493
Nouvelle-Écosse	**Dre Wilma Schenkels** Department of Agriculture, Gouvernement de la Nouvelle-Écosse	dr.wilma.schenkels@novascotia.ca	902-890-2941
Île-du-Prince-Édouard	**Dre Jill Wood** Vétérinaire provincial, Department of Agriculture and Land, Gouvernement de l'Île-du-Prince-Édouard	jswood@gov.pe.ca	902-370-4923
Terre-Neuve-et-Labrador	**Dre Beverly Dawe** Directrice (et vétérinaire en chef), Animal Health Division, Gouvernement de Terre-Neuve-et-Labrador	beverlydawe@gov.nl.ca	709-637-2042 ou 709-639-2121

Yukon	**Dre Mary VanderKop** Vétérinaire en chef, Unité de santé animale, Ministère de l'Environnement, Gouvernement du Yukon	mary.vanderkop@yukon.ca	867-667-5600
Territoires du Nord-Ouest	**Dre Naima Jutha** Vétérinaire de la faune, Vétérinaire en chef, Division de la faune et de la pêche, Environnement et Ressources naturelles, Gouvernement des Territoires du Nord-Ouest	naima_jutha@gov.nt.ca	867-767-9237 poste 53232
Nunavut	**Dre Wanda Joy** Consultante en hygiène du milieu, Ministère de la santé, Gouvernement du Nunavut	wjoy@gov.nu.ca	867-222-2373

*https://www.mapaq.gouv.qc.ca/fr/Productions/santeanimale/centrale/Pages/Fichedesignalementsanteanimale.aspx

Annexe III. Personnes-ressources responsables de la surveillance ciblée du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages dans chaque province et territoire

Province	Nom	Courriel	Numéro de téléphone
Colombie-Britannique	**Dre Caeley Thacker** Vétérinaire de la faune, Wildlife and Habitat Branch, Wildlife Management, Gouvernement de la Colombie-Britannique	caeley.thacker@gov.bc.ca	250-751-3219
Alberta	**Dre Margo Pybus** Spécialiste provinciale des maladies de la faune, Species at Risk and Stewardship, Environment and Parks, Gouvernement de l'Alberta	margo.pybus@gov.ab.ca	780-427-3462
Saskatchewan	**Dre Iga Stasiak** Spécialiste provinciale de la santé de la faune, Strategic Conservation, Ministry of Environment, Gouvernement de la Saskatchewan	iga.stasiak@gov.sk.ca	306-728-7713

Manitoba	**Dr Richard Davis** Biologiste – Santé de la faune, Ministère de l'Agriculture et du Développement des ressources du Manitoba, Ecosystem Management Division, Wildlife, Fisheries and Resource Enforcement Branch Game, Fur and Wildlife Science, Gouvernement du Manitoba	richard.davis@gov.mb.ca	204-648-5320
Ontario	**Dr Jeff Bowman** Chercheur scientifique, Ministère du Développement du Nord, des Mines, des Richesses naturelles et des Forêts, Gouvernement de l'Ontario	jeff.bowman@ontario.ca	705-875-1748
Québec	**Dre Ariane Massé** Biologiste, Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs, Gouvernement du Québec	santedelafaune@mffp.gouv.qc.ca ariane.masse@mffp.gouv.qc.ca	1-877-346-6763

Nouveau-Brunswick	**Dr Kevin Case** Directeur intérimaire, Direction de la faune aquatique et terrestre, Ministère des Ressources naturelles et de l'Énergie, Gouvernement du Nouveau-Brunswick	kevin.case@gnb.ca	506-429-3021
Nouvelle-Écosse	**Dr Glen Parsons** Directeur, Sustainable Wildlife Use, Department of Lands and Forestry, Gouvernement de la Nouvelle-Écosse	glen.parsons@novascotia.ca	902-679-6091
Île-du-Prince-Édouard	**Dre Jill Wood** Vétérinaire provinciale, Department of Agriculture and Land, Gouvernement de l'Île-du-Prince-Édouard	jswood@gov.pe.ca	902-370-4923
Terre-Neuve-et-Labrador	**Dr Wayne Barney** Biologiste principal de la faune, Habitat, Game and Fur Program, Wildlife Division Department of Fisheries, Forestry and Agriculture, Gouvernement de Terre-Neuve-et-Labrador	waynebarney@gov.nl.ca	709-637-2014

Yukon	**Dre Kristenn Magnusson** Vétérinaire de programme, Unité de santé animale, Ministère de l'Environnement, Gouvernement du Yukon	kristenn.magnusson@yukon.ca	867-667-5600 or 867-667-8663
Territoires du Nord-Ouest	**Dre Naima Jutha** Vétérinaire de la faune, Vétérinaire en chef, Division de la faune et de la pêche, Ministère de l'Environnement et des Ressources naturelles, Gouvernement des Territoires du Nord-Ouest	naima_jutha@gov.nt.ca	867-767-9237 ext. 53232
Nunavut	**Dre Wanda Joy** Consultante en hygiène du milieu, Ministère de la Santé, Gouvernement du Nunavut	wjoy@gov.nu.ca	867-222-2373

Annexe IV. Coordonnées des laboratoires pour la soumission d'échantillons prélevés sur des animaux sauvages :

Pour une épreuve de RT-PCR pour le dépistage du SRAS-CoV-2 à partir d'échantillons obtenus dans le cadre d'une surveillance ciblée

Laboratoire	Adresse	Courriel	Numéro de téléphone
Animal Health Centre, BC Ministry of Agriculture	1767 Angus Campbell Road Abbotsford (Colombie-Britannique) V3G 2M3	PAHB@gov.bc.ca	604-556-3003 1-800-661-9903
Prairie Diagnostic Services	52 Campus Drive Saskatoon (Saskatchewan) S7N 5B4	pds.info@usask.ca	306-966-7316
Services de diagnostic vétérinaires	545 University Crescent Winnipeg (Manitoba) R3T 5S6	vetlab@gov.mb.ca	204-945-8220
Laboratoire de santé animale, Université de Guelph	C. P. 3612 Guelph (Ontario) N1H 6R8	ahlinfo@uoguelph.ca	519-824-4120 poste 54530

Laboratoire des maladies infectieuses virales vétérinaires et Laboratoires de diagnostic virologique vétérinaire, de sérologie aviaire, de diagnostic moléculaire, de séquençage à haut débit et de microscopie électronique, Faculté de médecine vétérinaire, Université de Montréal	3200, rue Sicotte, bureau 3963 Saint-Hyacinthe (Québec) J2S 2M2	carl.a.gagnon@umontreal.ca	450-773-8521 # 8681

Pour des tests sérologiques sur des échantillons obtenus dans le cadre d'une surveillance ciblée ou opportuniste

Personne-ressource principale	Courriel	Numéro de téléphone
Dr Robbin Lindsay Chercheur scientifique, Zoonoses et agents pathogènes spéciaux, Laboratoire national de microbiologie, Agence de la santé publique du Canada	robbin.lindsay@canada.ca	Travail : 204-789-6060 Cellulaire : 204-228-1088

Dr Brad Pickering Chercheur scientifique, Unité des pathogènes spéciaux, Agence canadienne d'inspection des aliments	bradley.pickering@canada.ca	204-789-7620
Dr Scott Weese Professeur, Collège de médecine vétérinaire de l'Ontario, Université de Guelph	jsweese@uoguelph.ca	519-824-4120, poste 54064

Un test sérologique est aussi mis au point au Western College of Veterinary Medicine, University of Saskatchewan. Pour de plus amples renseignements, veuillez communiquer avec les personnes suivantes.

Personne-ressource principale	Courriel	Numéro de téléphone
Dr Vikram Misra Professeur, Département de microbiologie vétérinaire, Western College of Veterinary Medicine, University of Saskatchewan	vikram.misra@ec.gc.ca	306-966-7218
Dre Catherine Soos Chercheure scientifique, Division de l'écotoxicologie et de la santé de la faune, Environnement et Changement climatique Canada, Saskatoon (Saskatchewan) Professeure adjointe, Département de pathologie vétérinaire, Western College of Veterinary Medicine, University of Saskatchewan	catherine.soos@ec.gc.ca	306-975-5357
Dre Emily Jenkins Professeur adjointe et directrice par intérim du département de microbiologie vétérinaire du Western College of Veterinary Medicine, University of Saskatchewan, Saskatoon	emily.jenkins@usask.ca	306-966-2569

Pour des échantillons devant subir une épreuve de PCR pancoronavirus pour la détection de la présence de tous les coronavirus et recueillis dans le cadre d'une surveillance ciblée ou opportuniste

Personne-ressource principale	Courriel	Numéro de téléphone
Dre Catherine Soos Chercheure scientifique, Division de l'écotoxicologie et de la santé de la faune, Environnement et Changement climatiques Canada, Saskatoon (Saskatchewan)	catherine.soos@ec.gc.ca	306-975-5357
Dre Emily Jenkins Professeure et directrice par intérim du département de microbiologie vétérinaire, Western College of Veterinary Medicine, University of Saskatchewan	emily.jenkins@usask.ca	306-966-2569
Dre Samira Mubareka Chercheure Centre des sciences de la santé de Sunnybrook	samira.mubareka@sunnybrook.ca	416-480-4823

Pour des échantillons génétiques prélevés sur des visons

Personne-ressource principale	Courriel	Numéro de téléphone
Dr Jeff Bowman Chercheur scientifique, Ministère du Développement du Nord, des Mines, des Richesses naturelles et des Forêts, Gouvernement de l'Ontario	jeff.bowman@ontario.ca	705-875-1748

Annexe V. Organigramme pour la confirmation et la communication d'un résultat non négatif à l'épreuve de PCR pour le dépistage du SRAS-CoV-2 chez les espèces sauvages

Résultat non négatif à l'épreuve de PCR

Test de laboratoire

1. Communication avec la personne-ressource principale pour le laboratoire dans la province ou le territoire (**annexe IV**)
2. Échantillons analysés en laboratoire
   a. Résultat **négatif** : le laboratoire informe le VC et/ou le responsable provincial ou territorial de la faune
   b. Résultat **non négatif** : le laboratoire communique avec le Centre national des maladies animales exotiques (CNMAE) et expédie l'échantillon pour un test de confirmation.

Test de confirmation

Selon les obligations internationales, les animaux qui sont confirmés positifs à l'épreuve de PCR pour le SRAS-CoV-2 doivent être signalés à l'OIE

1. Échantillons analysés par l'ACIA (CNMAE)
   a. Résultat **négatif** : le CNMAE-ACIA informe le VC et/ou le responsable provincial ou territorial de la faune
   b. Résultat **non négatif** : le CNMAE-ACIA informe le bureau du délégué de l'OIE, ainsi que le VC et/ou le responsable provincial ou territorial de la faune
2. Le CNMAE-ACIA informe le laboratoire référent

Déclaration

1. L'ACIA évalue la situation en collaboration avec le VC et/ou le responsable provincial ou territorial de la faune
2. Le délégué de l'OIE avise l'OIE.

La communication au public sera coordonnée entre les responsables fédéraux, provinciaux/territoriaux et locaux

Pour obtenir les coordonnées des personnes-ressources et de plus amples renseignements sur la confirmation des échantillons non négatifs et le processus de déclaration, se reporter au document de l'ACIA, Directives provisoires pour les laboratoires qui effectuent des analyses de dépistage du SRAS-CoV-2 chez les animaux.

Annexe VI. Fiches de données sur les échantillons

Les fiches de données suivantes sont présentées ci-après :

Pour les animaux sauvages apparemment sains non soupçonnés d'être infectés par le SRAS-CoV-2 (vivants/morts) :

Fiche de données sur les échantillons prélevés aux fins de la surveillance ciblée du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages

Pour les animaux sauvages soupçonnés d'être infectés par le SRAS-CoV-2 :
Procédure de nécropsie complète et liste des échantillons à prélever aux fins de la surveillance du SRAS-CoV-2

Fiche de données sur les échantillons à prélever aux fins de la surveillance des coronavirus chez les mammifères sauvages

Date de collecte :_____ **Date de la nécropsie :**_____

Province :_____ **Emplacement (ville/latitude/longitude) :**_____

Recueilli par : _____ **Échantillonné par :**_____

Nº d'identification du spécimen : _____ **Espèce :**_____ **Sexe : ☐M ☐F**
Âge :_____

Échantillons recueillis. Veuillez indiquer ce qui a été recueilli et vous assurer que tous les échantillons portent une étiquette indiquant le numéro d'identification du spécimen et le type d'échantillon.

Liste de prélèvements (pour épreuve de PCR)	**Échantillons pour tests sérologiques :**	**Tissus supplémentaires :**	
Veuillez effectuer <u>les trois prélèvements, en double</u> : ☐ Nasal* ☐ Oropharyngé* ☐ Rectal **Milieu :** ☐ MTV ☐ Tampon de lyse **Il est aussi possible d'utiliser le même écouvillon pour les fosses nasales et pour la cavité buccopharyngée.*	**Sang pour tests sérologiques (cochez <u>une</u> case) :** ☐ Sérum ☐ Sang cardiaque ☐ Sang sur papier-filtre, 2 bandes	**Recongeler la carcasse?** ☐ Oui ☐ Non **Dans la négative, prélever des tissus pour analyse ultérieure (cochez les cases qui s'appliquent) :** ☐ Poumon (env. 5 g) ☐ Cornets nasaux ☐ Intestin grêle (env. 5 g) ☐ Gros intestin (env. 5 g) ☐ Ganglion lymphatique rétropharyngien (p. ex., têtes de cervidés) ☐ Autre_____	**Tissu pour analyse ADN (<u>vison seulement</u>)** ☐ Fourrure (enveloppe ou sac refermable, température ambiante) **ou** ☐ Peau ☐ Muscle ☐ Autre_____ **Indiquez si l'échantillon est :** ☐ congelé ou ☐ dans un tampon de lyse

Observations relatives à la nécropsie (cochez les paramètres applicables) :

État de la carcasse :	☐ Entière ☐ Partielle ☐ Endommagée par des nécrophages ☐ Desséchée ☐ Décomposée
Réserves de graisse interne :	☐ 0 (épuisées) ☐ 1 (faibles) ☐ 2 (modérées) ☐ 3 (abondantes)
Masse / mesures morphométriques :	

Autres observations : ***(Dresser la liste des anomalies, des signes de maladie, p. ex., écoulement nasal, lésions pulmonaires, autres lésions) :***	

Observations sur les animaux vivants (s'il y a lieu) :

Observations générales :	☐ Apparemment sain ☐ Apparemment malade
Signes cliniques :	☐ Symptômes respiratoires ☐ Autres signes/anomalies comportementales? (Décrivez ci-dessous.)
Autres observations :	

AUTRES REMARQUES (le cas échéant) :

Lignes directrices pour les nécropsies et liste des échantillons à prélever pour les animaux sauvages confirmés ou présumés positifs pour le SRAS-CoV-2

Cette liste d'échantillons a pour but d'aider les prosecteurs qui peuvent ne pas être habitués à effectuer des nécropsies sur des espèces sauvages. Cette liste vise à faciliter la collecte d'un ensemble optimal d'échantillons à des fins de diagnostic et de caractérisation des lésions chez les animaux sauvages infectés par le SRAS-CoV-2. La liste ne remplace pas les formulaires existants de prélèvement et de soumission d'échantillons utilisés par les laboratoires de diagnostic.

Le prélèvement et la manipulation d'échantillons devant être soumis à des tests virologiques et sérologiques et à des analyses histopathologiques devraient idéalement être effectués conformément aux protocoles exigés par les laboratoires d'analyse; il est toujours recommandé de communiquer avec le laboratoire pertinent avant de prélever les échantillons afin de s'assurer que les prélèvements appropriés sont recueillis.

Biosécurité : Les directives de sécurité des laboratoires devraient être conformes à l'Avis de biosécurité publié par l'Agence de la santé publique du Canada. Les nécropsies devraient être effectuées dans une installation qui répond aux exigences pour un niveau de confinement 2 (NC2), comme il est indiqué dans la Norme canadienne sur la biosécurité. Pour plus de précisions, consulter les Lignes directrices pour la surveillance de la faune en réponse à la détection SRAS-CoV-2 chez des visons d'élevage au Canada, section 8.1.

Si des nécropsies sont effectuées sur plusieurs animaux, s'assurer que les instruments et les surfaces sont soigneusement désinfectés après chaque animal pour prévenir toute contamination croisée.

Les **échantillons de tissus** doivent être prélevés à l'aide d'instruments propres, et les échantillons devant être congelés doivent être recueillis au début de la nécropsie, après avoir ouvert le corps et avant de manipuler les organes. Les échantillons devant être soumis à des tests histologiques ne devraient pas faire plus d'un centimètre d'épaisseur, mais ils devraient être suffisamment grands pour être représentatifs de l'organe échantillonné. Ces échantillons devraient être entièrement immergés dans de la formaline tamponnée neutre à 10 % dans un rapport tissu-formaline de 1:10.

Dans la liste de vérification ci-dessous :

Des **ÉCOUVILLONS** devraient être prélevés avant la nécropsie (avant l'ouverture de la carcasse). Il faut prélever des écouvillons des sinus nasaux, de la cavité buccale et du rectum, en particulier chez les animaux qui n'ont pas encore été testés pour le SRAS-CoV-2. Des écouvillons trachéaux peuvent aussi être recueillis si des lésions sont observées.

Échantillons fixés = Immerger dans de la formaline tamponnée neutre à 10 %.

Échantillons congelés = Placer dans un récipient stérile, étanche et étiqueté et réfrigérer le plus rapidement possible. Si les échantillons doivent être conservés, les congeler à -80 °C dans un délai de 12 heures. Si aucun congélateur à -80 °C n'est disponible, les placer dans un congélateur ordinaire (-20 °C). Des échantillons en double sont recommandés si plusieurs tests auxiliaires sont prévus.

Outre les échantillons recommandés, il est fortement recommandé de recueillir des échantillons supplémentaires de tout tissu manifestement anormal. Il est aussi recommandé de prendre des photographies macroscopiques afin de documenter les lésions.

Après la nécropsie, les carcasses devraient être éliminées conformément aux lignes directrices provinciales ou territoriales.

LISTE DES ÉCHANTILLONS SOUMIS POUR LA NÉCROPSIE D'ANIMAUX SAUVAGES PRÉSUMÉS OU CONFIRMÉS POSITIFS POUR LE SARS-COV-2

N° d'identification du spécimen : _____ **Espèce** :_____ **Sexe** : ☐**M** ☐**F**
Âge :_____

Statut SRAS-CoV-2 : ☐ Non préalablement testé ☐ En attente ☐ Négatif ☐ Présumé positif (« non négatif ») ☐ Confirmé positif

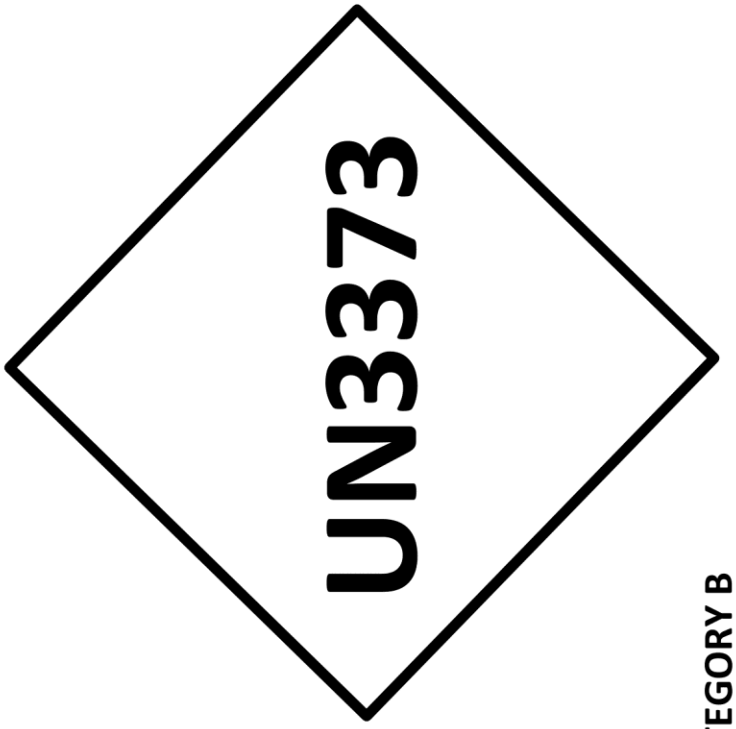
Testé par (laboratoire) : _____

Prosecteur(s):_____ **Date de la nécropsie** :_____

ÉCOUVILLONS			
☐ Nasal ☐ Trachéal ☐ Oropharyngé ☐ Rectal			**Milieu** : ☐ MTV ☐ Lyse ☐ Autre : _____
TISSUS PRIORITAIRES			
Fixer	**Congeler**	**Tissu**	**Commentaires/registre photo :**
		Cornets nasaux	
		Trachée	
		Poumons (échantillonner les côtés G et D)	
		Bronches	
		Ganglion lymphatique médiastinal (étiqueter ou laisser attaché au poumon)	
		Cœur (fixer une coupe transversale au niveau de la pointe) et congeler le sang cardiaque ou en imprégner des bandes de papier-filtre (p. ex., Nobuto)	
		Foie (fixer au moins 2 sections)	
		Rate	
		Rein (inclure le cortex, la partie médullaire, le bassinet)	
		Pancréas	
		Estomac	
		Intestin grêle	
		Gros intestin	
		Ganglion lymphatique mésentérique (laisser attaché au tractus gastrointestinal; étiqueter)	
		Cerveau (inclure le cortex, le cervelet, le tronc cérébral)	
		Gravide : placenta	
		Gravide : tissus fœtaux	
TISSUS DE MOINDRE PRIORITÉ			
		Peau (étiqueter le site)	
		Glande salivaire	
		Autres ganglions lymphatiques (étiqueter)	
		Diaphragme	
		Langue	
		Vessie	
		Glandes surrénales	
		Œil (étiqueter G ou D)	
		Utérus (fixer les coupes des cornes et du corps utérin)	
		Muscle squelettique	
		Moelle épinière	
		Nerf périphérique	

		Glande thyroïde	
		Hypophyse	
		Glande mammaire	
		Moelle osseuse	
		AUTRE :	
		AUTRE :	

Annexe VII. Modèle d'étiquette UN3373 – Matière biologique de catégorie B



FROM: _____
C/O _____
_____
(___) ____-____

TO: _____
C/O _____
_____
(___) ____-____

BIOLOGICAL SUBSTANCE, CATEGORY B

EMERGENCY 24-HOUR CONTACT ____-____-____

TC-125-1B

"

Liste des collaborateurs

Responsables :

- **Catherine Soos**, Division de l'écotoxicologie et de la santé de la faune, Environnement et Changement climatique Canada, Saskatoon (Saskatchewan)
- **Megan Jones**, Département de pathologie et microbiologie, Atlantic Veterinary College, University of Prince Edward Island / Réseau canadien pour la santé de la faune : Centre régional de l'Atlantique

Autres collaborateurs :

- **Emilie Bouchard**, Division de la gestion de la faune et affaires réglementaires, Service canadien de la faune, Environnement et Changement climatique Canada
- **Jeff Bowman**, Ministère du Développement du Nord, des Mines, des Richesses naturelles et des Forêts, Gouvernement de l'Ontario / Université de Trent
- **Laura Bruce**, Ministère du Développement du Nord, des Mines, des Richesses naturelles et des Forêts, Gouvernement de l'Ontario
- **Indervesh Dahiya**, Direction de la santé des animaux, Agence canadienne d'inspection des aliments
- **Farouk El Allaki**, Section d'épidémiologie et de surveillance, Direction des sciences de la santé des animaux, Agence canadienne d'inspection des aliments
- **Logan Flockhart**, Centre des maladies infectieuses d'origine alimentaire, environnementale et zoonotique, Agence de la santé publique du Canada
- **Maureen Freemark**, Division de l'écotoxicologie et de la santé de la faune, Environnement et Changement climatique Canada
- **Marianne Gagnier**, Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs, Gouvernement du Québec
- **Chelsea Himsworth**, Animal Health Center, Gouvernement de la Colombie-Britannique
- **Emily Jenkins**, Western College of Veterinary Medicine, University of Saskatchewan
- **Pratap Kafle**, Western College of Veterinary Medicine, University of Saskatchewan

- **Daniel Leclair**, Division de l'écotoxicologie et de la santé de la faune, Environnement et Changement climatique Canada
- **Jamille McLeod**, Division de l'écotoxicologie et de la santé de la faune, Environnement et Changement climatique Canada
- **Landon McPhee**, Division de l'écotoxicologie et de la santé de la faune, Environnement et Changement climatique Canada
- **Cynthia Pekarik**, Division de la gestion de la faune et affaires réglementaires, Service canadien de la faune, Environnement et Changement climatique Canada
- **Julie Paré**, Section d'épidémiologie et de surveillance, Direction des sciences de la santé des animaux, Agence canadienne d'inspection des aliments
- **Iga Stasiak**, Strategic Conservation, Ministry of Environment, Gouvernement de la Saskatchewan
- **Craig Stephen**, School of Population and Public Health, University of British Columbia / Ross University School of Veterinary Medicine
- **Caeley Thacker**, Wildlife and Habitat Branch, Wildlife Management, Gouvernement de la Colombie-Britannique
- **Bruce Rodrigues**, Fisheries, Forestry and Agriculture Department, Gouvernement de Terre-Neuve-et-Labrador
- **Alana Wilcox**, Division de l'écotoxicologie et de la santé de la faune, Environnement et Changement climatique Canada