



Surveillance du SRAS-CoV-2 dans la faune en Ontario et au Québec

Janet E Greenhorn^{1*}, Jonathon D Kotwa², Jeff Bowman¹, Laura Bruce¹, Tore Buchanan¹, Peter A Buck³, Christina M Davy⁴, Antonia Dibernardo⁵, Logan Flockhart³, Marianne Gagnier⁶, Aaron Hou², Claire M Jardine⁷, Stephane Lair⁸, L Robbin Lindsay⁵, Ariane Massé⁶, Pia K Muchaal³, Larissa A Nituch¹, Angelo Sotto², Brian Stevens⁷, Lily Yip², Samira Mubareka^{2,9}

Résumé

Contexte : Le coronavirus du syndrome respiratoire aigu sévère 2 (SRAS-CoV-2), le virus responsable de la pandémie de maladie à coronavirus 2019, pourrait infecter diverses espèces sauvages. Les animaux sauvages qui vivent en contact étroit avec l'homme courent un risque accru d'exposition au SRAS-CoV-2 et, s'ils sont infectés, ils pourraient constituer un réservoir de l'agent pathogène, ce qui en compliquerait le contrôle et la gestion. L'objectif de cette étude est de mener une surveillance du SRAS-CoV-2 dans la faune urbaine de l'Ontario et du Québec, afin d'accroître nos connaissances sur l'épidémiologie du virus et notre capacité à détecter le passage de celui-ci de l'homme à la faune.

Méthodes : En utilisant une approche « Un monde, une santé », nous avons profité des activités des programmes de recherche, de surveillance et de réhabilitation existants au sein de multiples agences pour collecter des échantillons sur 776 animaux de 17 espèces sauvages différentes entre juin 2020 et mai 2021. Les échantillons de tous les animaux ont été testés pour la présence d'acide ribonucléique viral du SRAS-CoV-2, et un sous-ensemble d'échantillons provenant de 219 animaux de trois espèces différentes (le raton laveur, *Procyon lotor*; la mouffette rayée, *Mephitis mephitis*; et le vison, *Neovison vison*) ont également été soumis à des tests pour la présence d'anticorps neutralisants.

Résultats : Aucune trace d'acide ribonucléique viral du SRAS-CoV-2 ou d'anticorps neutralisants n'a été détectée dans les échantillons analysés.

Conclusion : Bien que nous n'ayons pas été en mesure d'identifier des cas positifs de SRAS-CoV-2 chez la faune, la poursuite des activités de recherche et de surveillance est essentielle pour mieux comprendre le portrait des espèces animales sensibles, qui évolue rapidement. La collaboration entre les secteurs universitaire, public et de la santé animale devrait inclure des experts des domaines concernés afin de mettre en place une surveillance concertée et une capacité d'intervention.

Citation proposée : Greenhorn JE, Kotwa JD, Bowman J, Bruce L, Buchanan T, Buck PA, Davy CM, Dibernardo A, Flockhart L, Gagnier M, Hou A, Jardine CM, Lair S, Lindsay LR, Massé A, Muchaal PK, Nituch LA, Sotto A, Stevens B, Yip L, Mubareka S. Surveillance du SRAS-CoV-2 dans la faune en Ontario et au Québec. *Relevé des maladies transmissibles au Canada* 2022;48(6):269–78. <https://doi.org/10.14745/ccdr.v48i06a02f>

Mots-clés : SRAS-CoV-2, faune, surveillance, Ontario, Québec

Introduction

Le coronavirus du syndrome respiratoire aigu sévère 2 (SRAS-CoV-2) est responsable de la pandémie mondiale de maladie à coronavirus 2019 (COVID-19) et s'est maintenu par transmission interhumaine. Cependant, l'homme n'est pas la seule espèce susceptible d'être infectée. Au cours de la pandémie actuelle, il a été signalé qu'une série d'espèces animales domestiques et sauvages étaient soit naturellement infectées par le SRAS-CoV-2, soit sensibles au virus lors d'infections expérimentales (1–4). Au 30 avril 2022, 36 pays avaient signalé à l'Organisation mondiale de la

Cette oeuvre est mise à la disposition selon les termes de la licence internationale Creative Commons Attribution 4.0



Affiliations

¹ Section de la recherche et de la surveillance de la faune, ministère du Développement du Nord, des Mines, des Richesses naturelles et des Forêts de l'Ontario, Peterborough, ON

² Sunnybrook Research Institute, Toronto, ON

³ Centre des maladies infectieuses d'origine alimentaire, environnementale et zoonotique, Agence de la santé publique du Canada

⁴ Département de biologie, Université Carleton, Ottawa, ON

⁵ Laboratoire national de microbiologie, Agence de la santé publique du Canada, Winnipeg, MB

⁶ Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs du Québec, Québec, QC

⁷ Réseau canadien pour la santé de la faune, Ontario-Nunavut, Département de pathobiologie, Université de Guelph, Guelph, ON

⁸ Centre québécois sur la santé des animaux sauvages - Réseau canadien pour la santé de la faune, Québec, Saint-Hyacinthe, QC

⁹ Département de médecine de laboratoire et de pathobiologie, Université de Toronto, Toronto, ON

*Correspondance :

janet.greenhorn@ontario.ca



santé animale des cas positifs de SRAS-CoV-2 chez 23 espèces animales différentes (5). D'autres espèces ont été identifiées comme hôtes potentiels sur la base de l'analyse de la séquence du récepteur de la cellule hôte du SRAS-CoV-2, l'angiotensine 1 de conversion de l'enzyme 2 et de l'affinité de liaison prévue (6,7).

De nombreuses espèces animales sauvages, telles que les rats laveurs, les mouffettes et les chauves-souris, colonisent les milieux occupés par les humains et courent donc un risque accru d'être exposées au SRAS-CoV-2 (8). Il a été démontré expérimentalement que plusieurs espèces péri-domestiques peuvent être infectées par le SRAS-CoV-2 et excréter le virus (9,10). L'infection par le SRAS-CoV-2 a également été signalée chez des animaux sauvages ou en liberté qui y ont été exposés en milieu naturel, notamment le vison d'Amérique (*Neovision vison*) en Espagne (11) et, plus récemment, le cerf de Virginie (*Odocoileus virginianus*) à plusieurs endroits en Amérique du Nord (12–16). En Ontario, cela comprend l'identification d'un cas probable de transmission virale du cerf à l'homme (16). L'infection chez les animaux peut entraîner des symptômes légers à graves de maladie respiratoire pouvant aller jusqu'à la mort par pneumonie interstitielle (e.g. chez le vison) (17,18). D'autres espèces ne présentent pas de signes cliniques d'infection (e.g. les mouffettes) (9,10) ou ne présentent que des symptômes légers et transitoires chez certains individus, comme une température élevée (e.g. le cerf de Virginie) (19).

Le concept « Un monde, une santé » reconnaît une interdépendance entre la santé humaine et la santé animale (20). La propagation du virus de l'homme ou des animaux domestiques à la faune est préoccupante, non seulement en raison des effets néfastes possibles sur la faune, mais aussi parce que ces populations d'animaux sauvages pourraient servir de réservoir pour le SRAS-CoV-2. Les agents pathogènes qui ont un réservoir animal sont par nature plus difficiles à contrôler et la propagation du SRAS-CoV-2 dans les populations animales pourrait contribuer au développement de variants préoccupants, ce qui pourrait compromettre l'efficacité des mesures de prévention et de lutte telles que les antiviraux et les vaccins (21,22). C'est pourquoi des appels ont été lancés afin d'accroître la surveillance à l'interface entre l'homme et la faune (23). Les zones urbaines du monde entier ont fait l'objet d'une attention particulière (24–26). La densité plus élevée des populations humaines et de certaines espèces sauvages périurbaines dans les centres urbains peut entraîner des contacts plus fréquents entre l'homme et la faune et, par conséquent, plus de possibilités de transmission de maladies. En outre, les personnes qui ont un contact étroit avec la faune, comme les biologistes, les spécialistes de la réhabilitation, les chasseurs et les trappeurs, peuvent courir un plus grand risque d'être exposées au virus et d'en faciliter la propagation parmi les animaux sauvages. L'impact de l'infection par le SRAS-CoV-2 sur la santé des animaux sauvages n'est pas entièrement compris. La détection

précoce de toute propagation est donc essentielle pour prévenir et résoudre ces problèmes.

Compte tenu du risque de transmission du SRAS-CoV-2 par rétro-zoonose et de notre manque de connaissances sur le virus dans la faune locale, il était urgent d'élucider l'épidémiologie du virus à l'interface entre l'homme et la faune pour aider les responsables de la gestion de la faune et de la santé publique à mieux communiquer les risques et à planifier les stratégies de gestion. Nous avons donc effectué une surveillance du SRAS-CoV-2 chez les animaux sauvages de l'Ontario et du Québec, en mettant l'accent sur les régions du sud des deux provinces. Ces zones ont des densités de population humaine élevées et comprennent des grands centres urbains comme Toronto et Montréal. Entre le printemps 2020 et le printemps 2021, les cas de COVID-19 ont atteint un sommet à Montréal et dans les régions environnantes au début du mois de janvier 2021, avec des taux dépassant 400 cas pour 100 000 habitants à Montréal et à Laval (27). Les cas entre le printemps 2020 et le printemps 2021 dans la région du Grand Toronto ont atteint un sommet en avril 2021, les taux de cas dans la ville de Toronto et dans la région de Peel dépassant également 400 pour 100 000 habitants (27).

Méthodes

De nombreux experts ont recommandé une approche « Un monde, une santé » pour le dépistage du SRAS-CoV-2 chez les animaux, laquelle concilie les préoccupations relatives à la santé humaine et à la santé animale et se fonde sur les connaissances d'experts dans les deux domaines (28,29). Ainsi, nous avons réalisé notre travail grâce à la concertation et la collaboration d'une grande variété d'organisations : l'Agence de la santé publique du Canada, le ministère du Développement du Nord, des Mines, des Ressources naturelles et des Forêts (DNMRNF) de l'Ontario, le ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs du Québec, le Réseau canadien pour la santé de la faune (RCSF), le ministère de l'Agriculture, de l'Alimentation et des Affaires rurales de l'Ontario, l'Agence canadienne d'inspection des aliments, le Western College of Veterinary Medicine, le zoo de Granby, le Laboratoire national de microbiologie (LNM) de l'Agence de la santé publique du Canada et le Sunnybrook Research Institute. Tous les échantillons à analyser ont été récoltés entre juin 2020 et mai 2021 dans le cadre de partenariats préexistants ou dans le cadre de travaux de recherche, de surveillance ou de réhabilitation (**tableau 1**).

Rats laveurs et mouffettes

Les rats laveurs (*Procyon lotor*) et les mouffettes rayées (*Mephitis mephitis*) sont des espèces péri-domestiques qui sont de bons candidats pour la surveillance des rétro-zoonoses en raison de leur forte densité dans les zones urbaines et de leur contact étroit fréquent avec des personnes, des animaux domestiques et des déchets. Actuellement, ils font également l'objet d'opérations de surveillance de la rage en Ontario et



Tableau 1 : Métadonnées pour les 776 animaux provenant de l'Ontario et du Québec analysés pour le dépistage du coronavirus du syndrome respiratoire aigu sévère 2

Espèce	Organisation ayant effectué les prélèvements	Source des échantillons	Lieu de provenance des échantillons	Périodes de la collecte	Nombre de spécimens testés	Types d'échantillons testés	Test effectué ^a	
Raton laveur (<i>Procyon lotor</i>)	RCSF	Surveillance de la rage (échantillons du Québec), examen post-mortem	Sud de l'Ontario, sud du Québec	Août 2020 à févr. 2021	11	Tissu respiratoire	PCR	
			Sud du Québec	Nov. à déc. 2020	68	Tissu respiratoire, écouvillon rectal		
			Sud de l'Ontario, sud du Québec	Oct. 2020 à juin 2021	15	Tissu respiratoire et intestinal		
			Sud-ouest du Québec	Janv. 2021	3	Écouvillon nasal		
			Sud du Québec	Janv. à juin 2021	54	Écouvillons nasaux et rectaux		
	DNMRNF et RCSF	Surveillance de la rage, examen post-mortem	Hamilton, Ontario	Déc. 2020	1	Écouvillons oraux et rectaux, tissus respiratoires et intestinaux		
	DNMRNF	Surveillance de la rage	Sud-ouest de l'Ontario	Juin 2020 à janv. 2021	100	Écouvillons oraux et rectaux		
Étude de séroprévalence de la rage			Oakville, Ontario	Sept. à oct. 2020	141	Écouvillons oraux et rectaux		
Nombre total de rats laveurs testés						393	-	
Mouffette rayée (<i>Mephitis mephitis</i>)	RCSF	Surveillance de la rage (échantillons du Québec), examen post-mortem	Sud du Québec	Janv. à juin 2021	66	Écouvillon nasal	PCR	
			Sud de l'Ontario, sud du Québec	Juill. à déc. 2020	55	Tissu respiratoire		
			Sud de l'Ontario, sud-ouest du Québec, Saint-Félicien, Québec	Oct. 2020 à avril 2021	9	Tissu respiratoire et intestinal		
	DNMRNF	Surveillance de la rage, étude de séroprévalence de la rage	Sud-ouest de l'Ontario	Sept. 2020 à mai 2021	104	Écouvillons oraux et rectaux		
			Étude de séroprévalence de la rage	Oakville, Ontario	Sept. à oct. 2020	36	Écouvillons oraux et rectaux	
	Nombre total de mouffettes testées						270	-
Vison d'Amérique (<i>Neovision vison</i>)	RCSF	Examen post-mortem	Thornhill, Ontario	Juill. 2020	1	Tissu respiratoire	PCR	
	DNMRNF	Récolteurs de fourrures enregistrés, animaux tués sur la route, surveillance de la rage	Sud de l'Ontario	Automne 2020 au printemps 2021	42 ^b	Écouvillons oraux et rectaux, tissus pulmonaires et intestinaux		
							Sang cardiaque ou bandelettes Nobuto	Anticorps
Nombre total de visons testés						43	-	
Grande chauve-souris brune (<i>Eptesicus fuscus</i>)	Zoo de Granby	Programme de réhabilitation	Sud-ouest du Québec	Nov. 2020 à mars 2021	15	Écouvillons oraux	PCR	
					2	Guano		
						Écouvillons oraux et guano		
Nombre total de grandes chauves-souris brunes testées						32	-	



Tableau 1 : Métadonnées pour les 776 animaux provenant de l'Ontario et du Québec analysés pour le dépistage du coronavirus du syndrome respiratoire aigu sévère 2 (suite)

Espèce	Organisation ayant effectué les prélèvements	Source des échantillons	Lieu de provenance des échantillons	Périodes de la collecte	Nombre de spécimens testés	Types d'échantillons testés	Test effectué ^a
Chauve-souris cendrée (<i>Lasiurus cinereus</i>)	RCSF	Examen post-mortem	Etobicoke, Ontario	Déc. 2020	1	Tissu respiratoire et intestinal	PCR
Martre d'Amérique (<i>Martes americana</i>)	RCSF	Examen post-mortem	Sainte-Anne-de-Bellevue, Québec	Nov. 2020	1	Tissu respiratoire et intestinal	PCR
Pékan (<i>Pekania pennanti</i>)	RCSF	Examen post-mortem	Ouest du Québec	Mai 2021	2	Tissu respiratoire et intestinal	PCR
Ours noir (<i>Ursus americanus</i>)	RCSF	Examen post-mortem	Nord de l'Ontario	Sept. 2020	2	Tissu respiratoire	PCR
			Killaloe, Ontario	Oct. 2020	1	Tissu respiratoire et intestinal	
Nombre total d'ours noirs testés					3	-	
Dauphin à flancs blancs (<i>Lagenorhynchus actus</i>)	RCSF	Examen post-mortem	Carleton-sur-Mer, Québec	Juin 2021	1	Tissu intestinal	PCR
			Sept-Îles, Québec	Mars 2021	1	Tissu respiratoire et intestinal	
Nombre total de dauphins à flancs blancs testés					2	-	
Marsouin commun (<i>Phocoena phocoena</i>)	RCSF	Examen post-mortem	La Montée, Québec	Déc. 2020	1	Tissu respiratoire et intestinal	PCR
Phoque commun (<i>Phoca vitulina</i>)	RCSF	Examen post-mortem	Matane, Québec	Déc. 2020	1	Tissu respiratoire et intestinal	PCR
Coyote (<i>Canis latrans</i>)	RCSF	Examen post-mortem	Saint-Alexandre-d'Iberville, Québec	Avril 2021	1	Tissu respiratoire et intestinal	PCR
Loup de l'Est (<i>Canis lupus lycaon</i>)	RCSF	Examen post-mortem	Parc provincial Algonquin, Ontario	Oct. 2020	1	Tissu respiratoire	PCR
			Sud et centre de l'Ontario		4	Tissu respiratoire et intestinal	
Nombre total de loups de l'Est testés					5	-	
Renard gris (<i>Urocyon cinereoargenteus</i>)	RCSF	Examen post-mortem	Châteauguay, Québec	Déc. 2020	1	Tissu respiratoire et intestinal	PCR
Renard roux (<i>Vulpes vulpes</i>)	RCSF	Examen post-mortem	Mercier, Québec	Janv. 2021	1	Écouillons nasaux et rectaux	PCR
			Sud-ouest du Québec	Nov. à déc. 2020	4	Tissu respiratoire, écouillons rectaux	
			Sud, Ontario	Juill. à oct. 2020	5	Tissu respiratoire	
			Dunham, Québec	Déc. 2020	1	Tissu respiratoire et intestinal	
Nombre total de renards roux testés					11	-	
Opossum de Virginie (<i>Didelphis virginiana</i>)	RCSF	Bolton-Est, Québec	Bolton-Est, Québec	Juin 2021	1	Écouillons nasaux et rectaux	PCR
			Sud de l'Ontario	Juill. à oct. 2020	2	Tissu respiratoire	
			Sud-ouest de l'Ontario, Saint-Jean-sur-Richelieu, Québec	Oct. 2020, mars 2021	3	Tissu respiratoire et intestinal	



Tableau 1 : Métadonnées pour les 776 animaux provenant de l'Ontario et du Québec analysés pour le dépistage du coronavirus du syndrome respiratoire aigu sévère 2 (suite)

Espèce	Organisation ayant effectué les prélèvements	Source des échantillons	Lieu de provenance des échantillons	Périodes de la collecte	Nombre de spécimens testés	Types d'échantillons testés	Test effectué ^a
Nombre total d'opossums de Virginie testés					6	-	
Cerf de Virginie (<i>Odocoileus virginianus</i>)	RCSF	Examen post-mortem	London, Ontario, sud-ouest du Québec	Oct. à déc. 2020	3	Tissu respiratoire et intestinal	PCR

Abréviations : DNMRNF, Développement du Nord, des Mines, des Richesses naturelles et des Forêts; PCR, réaction en chaîne par polymérase; RCSF, Réseau canadien pour la santé de la faune; -, ne s'applique pas

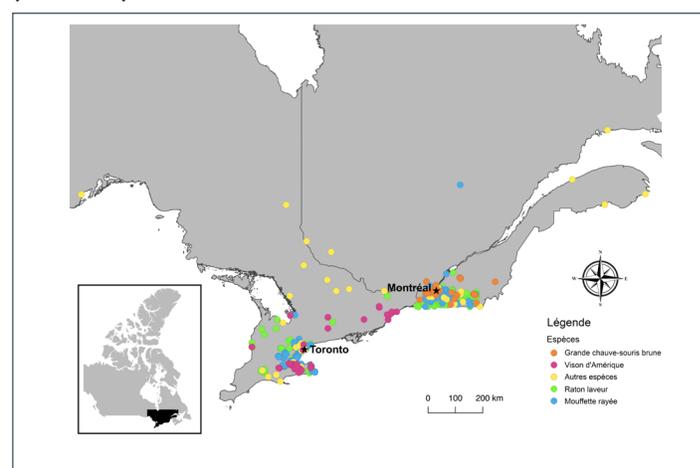
^a Tous les tests PCR ont été effectués au Sunnybrook Research Institute et tous les tests d'anticorps ont été effectués au Laboratoire national de microbiologie de l'Agence de la santé publique du Canada

^b En raison de l'état des carcasses, nous n'avons pas été en mesure de prélever du tissu pulmonaire ou du sang cardiaque sur un des individus, du sang cardiaque sur deux autres individus et des écouvillons rectaux sur deux individus. Dans les cas où nous n'avons pas pu prélever de sang cardiaque, nous avons soumis une bandelette Nobuto imbibée de liquide de la cavité thoracique pour la recherche d'anticorps

au Québec, ce qui facilite leur échantillonnage. En Ontario, la surveillance et le dépistage de la rage chez les animaux sauvages sont effectués par le DNMRNF sur les animaux morts suivant une collision avec un véhicule, les animaux trouvés morts pour d'autres raisons et les animaux sauvages malades ou ayant un comportement suspect de rage. Les soumissions proviennent principalement du sud-ouest de l'Ontario, et la plupart des animaux reçus par l'entremise du programme et, par la suite, sélectionnés et analysés pour le SRAS-CoV-2 provenaient de centres urbains de cette région ou avaient des antécédents de contact étroit avec des personnes (figure 1). Au Québec, un programme similaire de surveillance de la rage des animaux sauvages est coordonné par le ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs du Québec et les analyses et autres examens post-mortem sont effectués par le RCSF du Québec. Comme ce fut le cas en Ontario, les animaux sélectionnés par le RCSF du Québec pour le dépistage du SRAS-CoV-2 provenaient principalement de zones urbaines (figure 1). Le laboratoire du RCSF de l'Ontario a également fourni un petit nombre d'échantillons de rats laveurs et de mouffettes provenant d'animaux qui lui ont été soumis pour examen post-mortem. Les carcasses ont été analysées en utilisant une combinaison d'écouvillons oraux, nasaux et rectaux, de tissus respiratoires et de tissus intestinaux (tableau 1). Les écouvillons ont été conservés dans des tubes individuels de 2 ml avec ~1 ml de milieu Universal Transport Medium (UTM; Sunnybrook Research Institute) et les échantillons de tissus de 30 à 60 mg ont été conservés à sec dans des tubes.

De plus, des échantillons ont été prélevés sur des rats laveurs et des mouffettes vivants au cours d'une étude annuelle de séroprévalence menée par le DNMRNF à Oakville, en Ontario, afin d'évaluer l'efficacité de l'appât vaccinal contre la rage (Wildlife Animal Care Committee Protocol #358 du DNMRNF). Les animaux ont été capturés vivants dans des pièges et transportés vers un centre de traitement où ils ont été anesthésiés. Des écouvillons oraux et rectaux ont été prélevés pour les tests de réaction en chaîne par polymérase (PCR). Du sang a été prélevé dans la veine brachiocéphalique et 0,2 à 1,0 ml de sérum a été prélevé pour la recherche d'anticorps. Une fois bien rétablis, les animaux ont été ramenés à l'endroit de leur capture et relâchés.

Figure 1 : Localisation d'origine des animaux soumis à des tests de dépistage du coronavirus du syndrome respiratoire aigu sévère 2 de juin 2020 à mai 2021 (N = 776)



Vison

Des cas d'infection par le SRAS-CoV-2 chez le vison ont déjà été trouvés dans plusieurs pays, dont le Canada, et les visons d'élevage infectés se sont révélés capables de transmettre le virus à des congénères naïfs, à des humains et à des animaux de compagnie (17,30–33). Au moment de la rédaction du présent document, aucune éclosion dans un élevage de visons n'a été signalée en Ontario ou au Québec, mais il a déjà été démontré que les élevages de visons en Ontario servent de points d'infection pour d'autres virus (par exemple, la maladie aléoutienne du vison), qui peuvent se propager aux populations de visons sauvages (34).

La majorité des carcasses de visons que nous avons sélectionnées pour le dépistage du SRAS-CoV-2 ont été soumises au DNMRNF par des récolteurs de fourrures autorisés, dans le cadre d'une collaboration avec l'Ontario Fur Managers Federation. Le personnel du DNMRNF a prélevé des écouvillons oraux et rectaux, des tissus pulmonaires et intestinaux sur les carcasses, ainsi que des échantillons de sang par ponction cardiaque pour



la recherche d'anticorps. S'il n'était pas possible d'obtenir du sang du cœur, du liquide était prélevé dans la cavité thoracique sur une bandelette filtrante Nobuto (Advantec MFS, inc., Dublin, Californie, États-Unis). Les bandelettes Nobuto ont été laissées à sécher à l'air libre, puis placées dans des enveloppes pour pièces de monnaie individuelles.

Grandes chauves-souris brunes

Les chauves-souris sont des animaux porteurs connus de coronavirus (35–37). C'est pourquoi des inquiétudes ont été soulevées quant à la susceptibilité possible des chauves-souris nord-américaines au SRAS-CoV-2 (38). Des espèces telles que la grande chauve-souris brune (*Eptesicus fuscus*) niche fréquemment dans les bâtiments, ce qui les met en contact étroit avec les gens et augmente la probabilité d'exposition au SRAS-CoV-2. Afin d'effectuer des tests PCR du SRAS-CoV-2, des écouvillons buccaux de grande chauve-souris brune et des échantillons de guano ont été recueillis par le personnel du Zoo de Granby, qui mène un programme de réhabilitation pendant l'hiver pour soigner les chauves-souris qui ont été perturbées pendant leur hibernation. Les échantillons de guano ont été conservés à sec dans des tubes de 2 ml.

Autres espèces

D'autres échantillons pour l'analyse PCR du SRAS-CoV-2 ont été obtenus de façon opportuniste par l'intermédiaire des laboratoires régionaux du RCSF de l'Ontario et du Québec, qui reçoivent une grande variété d'espèces sauvages pour examen post-mortem (tableau 1). Les animaux ont été sélectionnés pour l'échantillonnage en fonction de leur potentiel d'infection par le SRAS-CoV-2, lequel pouvait être lié à leur présence dans habitat en milieu urbain, à un contact humain ou à la sensibilité potentielle des espèces selon les résultats de recherches antérieures. Le nombre et le type d'échantillons prélevés variaient selon les carcasses et dépendaient de l'état de la carcasse (tableau 1).

Extraction de l'acide ribonucléique

L'extraction de l'acide ribonucléique (ARN) et les tests PCR ont été réalisés au Sunnybrook Research Institute de Toronto, en Ontario. Tous les échantillons d'écouvillons, de tissus et de guano ont été conservés à -80 °C avant d'être analysés. Pour les échantillons prélevés par écouvillon oral, rectal ou nasal, des extractions d'ARN ont été réalisées à partir de 140 µl d'échantillon au moyen de la mini trousse d'ARN viral QIAmp (Qiagen, Mississauga, Ontario) ou du Nuclisens EasyMag en utilisant le protocole générique 2.0.1 (bioMérieux Canada Inc., St-Laurent, Québec) en suivant les instructions du fabricant. L'ARN des échantillons de guano (80 mg) a été extrait au moyen de la mini trousse d'ARN viral QIAmp et élué dans 40 µl dans un laboratoire de confinement de niveau 3 à l'Université de Toronto. Les échantillons de tissus ont été dégelés, pesés, hachés avec un scalpel et homogénéisés dans un tampon de lyse de 600 µl à l'aide du Next Advance Bullet Blender (Next Advance, Troy, New York, É.-U.) et d'une bille en acier inoxydable de 5 mm à 5 m/s

pendant 3 minutes. L'ARN des échantillons de tissu de 30 mg a été extrait au moyen de la trousse RNeasy Plus Mini (Qiagen, Mississauga, Ontario) ou du Nuclisens EasyMag en utilisant le protocole spécifique B 2.0.1; l'ARN a été élué dans 50 µl. Toutes les extractions ont été réalisées avec un contrôle positif et négatif. La différence d'efficacité de l'extraction entre les trousse a été évaluée en comparant les contrôles d'extraction positifs.

Analyse de la réaction en chaîne par polymérase du coronavirus du syndrome respiratoire aigu sévère 2

La réaction en chaîne par polymérase en temps réel (RT-PCR) a été réalisée à l'aide de la trousse Luna Universal Probe One-Step RT-qPCR (NEB). Deux cibles génétiques ont été utilisées pour la détection de l'ARN du SRAS-CoV-2 : la région 5' non traduite (UTR) et le gène de l'enveloppe (E) (39). Ce test a été adapté des Shared Hospital Labs de l'Institut de recherche de St. Joseph Hamilton pour une utilisation chez les animaux. Les conditions de cyclage étaient les suivantes : un cycle de dénaturation à 60 °C pendant 10 minutes, puis à 95 °C pendant 2 minutes, suivi de 44 cycles d'amplification à 95 °C pendant 10 secondes et à 60 °C pendant 15 secondes. Le logiciel Quantstudio 3 (Thermo Fisher Scientific Inc., Waltham, Massachusetts, É.-U.) a été utilisé pour déterminer les seuils de cycle (Ct). Tous les échantillons ont été analysés en double et les échantillons présentant des Ct inférieurs à 40 pour les deux cibles génétiques dans au moins une réplique ont été considérés comme positifs.

Recherche d'anticorps

Les tests d'anticorps ont été effectués sur des échantillons de sang cardiaque, de liquide de la cavité thoracique et de sérum au LNM de Winnipeg, au Manitoba. Tous les échantillons ont été stockés à -20 °C avant d'être testés. Les échantillons de sang cardiaque ont été recueillis sur des bandelettes filtrantes Nobuto en saturant la longueur de la bande avec 100 µl de sang. Pour obtenir la dilution 1:9 requise pour les tests, les bandelettes Nobuto saturées ont été coupées en 4 à 5 morceaux et placées dans un tube de 2 ml contenant 360 µl de solution saline dans un tampon phosphate pH 7,4 contenant 0,05 % de Tween 20 et éluées pendant la nuit à 4 °C. Les bandelettes Nobuto prélevées dans le liquide de la cavité thoracique ont été traitées de la même manière, tandis que les échantillons de sérum ont été dilués à 1:9 avec le tampon de dilution des échantillons. Les échantillons ont été mélangés par mouvement tourbillonnaire et analysés à l'aide de la trousse de détection d'anticorps de neutralisation du SRAS-CoV-2 GenScriptcPass™ (GenScript US, Inc. Piscataway, New Jersey, É.-U.) en suivant le protocole du fabricant.

En bref, 60 µl d'un échantillon ont été ajoutés à 60 µl de solution de RBD conjuguée à la HRP et incubés à 37 °C pendant 30 minutes. Une aliquote de 100 µl du mélange a été transférée sur la plaque de test ELISA à micropuits et incubée à



37 °C pendant 15 minutes. Les micropuits ont été lavés quatre fois avec 260 µl de tampon de lavage puis 100 µl de substrat TMB ont été ajoutés à chaque puits. Après une incubation de 20 minutes dans l'obscurité à température ambiante, 50 µl de solution d'arrêt ont été ajoutés à chaque puits. L'absorbance a été lue immédiatement à 450 nm.

Chaque plaque d'essai comprenait des contrôles positifs et négatifs qui répondaient aux paramètres de contrôle de qualité requis. Le pourcentage d'inhibition a été calculé pour chaque échantillon en utilisant l'équation suivante :

$$\% \text{ d'inhibition} = (1 - \text{échantillon de densité optique} / \text{contrôle négatif de densité optique}) \times 100 \%$$

Les échantillons présentant une inhibition supérieure ou égale à 30 % ont été considérés comme positifs pour les anticorps neutralisants du SRAS-CoV-2.

Résultats

Nous avons analysé 776 animaux provenant de 17 espèces différentes d'animaux sauvages pour le SRAS-CoV-2. Ces animaux ont été collectés principalement dans des zones urbaines du sud de l'Ontario et du Québec entre juin 2020 et mai 2021 (tableau 1). Nous n'avons trouvé aucune indication d'ARN viral du SRAS-CoV-2 dans aucun des échantillons analysés et aucune preuve d'anticorps neutralisants dans un sous-ensemble de 219 individus (141 rats laveurs, 36 mouffettes rayées, 42 visons).

Discussion

Notre étude n'a détecté aucune transmission du SRAS-CoV-2 de l'humain à la faune en Ontario et au Québec. Les rats laveurs et les mouffettes sont les espèces qui ont été le plus fréquemment analysées. Les résultats d'études expérimentales ont suggéré que ces espèces pourraient être sensibles au SRAS-CoV-2, mais l'absence et la faible quantité de virus infectieux répandue par les rats laveurs et les mouffettes, respectivement, suggèrent qu'ils constituent un réservoir peu probable pour le SRAS-CoV-2 en l'absence d'adaptations virales (9,10). De même, une étude de provocation menée sur de grandes chauves-souris brunes a montré que celles-ci sont résistantes à l'infection par le SRAS-CoV-2 et n'excrètent pas de virus infectieux (40). À l'inverse, les visons sont sensibles à l'infection par le SRAS-CoV-2, mais aucun signe de SRAS-CoV-2 n'a été détecté chez les visons échantillonnés. Bien que cela puisse être attribué à la faible taille réelle de l'échantillon, à ce jour, le SRAS-CoV-2 a rarement été détecté dans les populations de visons sauvages à l'échelle mondiale. Il convient toutefois de noter que ces études expérimentales sur les rats laveurs,

les mouffettes et les grandes chauves-souris brunes (9,10,40) ont été réalisées avec le SRAS-CoV-2 parental. La sensibilité de ces espèces aux variants préoccupants n'est actuellement pas connue et peut différer de la sensibilité à la souche parentale (41). En outre, les études de provocation évaluant la sensibilité ont tendance à être menées sur un petit nombre de jeunes individus en bonne santé, de sorte que les résultats peuvent ne pas refléter toute la gamme des réponses possibles à l'infection en milieu naturel.

Au fur et à mesure de la progression de la pandémie, on récolte de nouvelles données sur les animaux sauvages sensibles qui peuvent agir comme des réservoirs compétents pour le virus. Par exemple, le cerf de Virginie est maintenant considéré comme une espèce d'intérêt pour la surveillance du SRAS-CoV-2 à la lumière de sa sensibilité déterminée expérimentalement ainsi que des données concernant son exposition généralisée au virus récoltées au moyen de tests d'anticorps et de tests PCR dans toute l'Amérique du Nord (12–16,19). Les efforts de surveillance en continu doivent être adaptatifs et inclure des tests ciblés sur des espèces de grand intérêt, au fur et à mesure de leur identification. En Ontario et au Québec, il s'agit du vison, du cerf de Virginie et de la souris sylvestre (*Peromyscus maniculatus*) (9,42). Il est important de continuer à inclure des espèces moins sensibles, étant donné la plasticité génomique virale en cours et l'évolution de la gamme d'hôtes des variants préoccupants.

Limites

Cette étude présente plusieurs limites qu'il convient de reconnaître. Premièrement, la majorité de nos tests de dépistage du SRAS-CoV-2 ont été effectués par RT-PCR, lequel est seulement capable de détecter une infection active. Les tests d'anticorps, qui identifient une infection ou une exposition résolue, sont plus susceptibles de déceler des traces du SRAS-CoV-2 dans les études de surveillance, car les résultats dépendent moins du moment de la collecte des échantillons. Les tests d'anticorps nécessitent généralement des échantillons provenant d'animaux vivants ou de carcasses fraîches, ce qui a limité notre capacité à les utiliser. Toutefois, les analyses effectuées ont permis de valider les tests sur des rats laveurs, des mouffettes et des visons, ce qui pourrait faciliter la réalisation d'un plus grand nombre de tests d'anticorps dans le futur. Deuxièmement, nous avons utilisé des trousse différentes pour l'extraction de l'ARN en raison de problèmes logistiques. Sur la base de nos contrôles d'extraction, la mini trousse d'ARN QIAamp a donné des résultats légèrement meilleurs que le Nuclisens EasyMag (~2 Ct) pour les échantillons prélevés par écouvillon. À l'inverse, le Nuclisens EasyMag a donné des résultats légèrement meilleurs (~2 Ct) que ceux de la trousse RNeasy mini plus pour les échantillons de tissus. Troisièmement, le type d'échantillons que nous avons prélevés peut également avoir limité notre capacité à détecter l'infection par le SRAS-CoV-2. La réplication virale peut varier selon les types de tissus et, par conséquent, certains tissus sont plus propices que



d'autres à la détection de l'ARN viral (1). Dans le présent travail, les animaux ont été sélectionnés de manière opportuniste dans le cadre de programmes préexistants, et nous n'avons pas été en mesure de collecter systématiquement les mêmes séries d'échantillons. De plus, les types d'échantillons proviennent d'animaux vivants et de carcasses et ne sont pas optimaux; certains types d'échantillons étaient parfois indisponibles (par exemple, les échantillons de tissus d'animaux vivants) ou n'étaient pas suffisants pour être prélevés.

Conclusion

Une approche « Un monde, une santé » est essentielle pour la compréhension et la gestion des risques associés à un pathogène zoonotique émergent comme le SRAS-CoV-2. Nous avons profité des activités des programmes de recherche, de surveillance et de réhabilitation existants et de l'expertise de multiples domaines pour collecter et analyser efficacement 1 690 échantillons d'animaux sauvages. L'absence d'échantillons d'animaux sauvages positifs pour le SRAS-CoV-2 n'exclut pas la transmission de l'homme à la faune canadienne, compte tenu des limites mentionnées ci-dessus. La poursuite de la recherche dans ce domaine est à la fois importante et urgente, en particulier lorsque de nouveaux variants préoccupants apparaissent. Les secteurs de la santé publique et de la santé animale doivent continuer à travailler en collaboration avec les partenaires universitaires et gouvernementaux pour aider à prévenir la propagation du SRAS-CoV-2 de l'homme à la faune, à en surveiller la propagation et à résoudre tout problème éventuel. Il est urgent de mettre en place un programme coordonné de surveillance du SRAS-CoV-2 chez la faune au Canada. Cette approche permettra de protéger la santé des Canadiens et des espèces sauvages, présentement et pour le futur.

Déclaration des auteurs

J. E. G. et J. D. K. ont contribué à parts égales à ce travail.
J. E. G., J. D. K., J. B., T. B., P. A. B., C. M. D., L. F., M. G., C. M. J., A. M., P. K. M., L. A. N., S. M. — Conceptualisation
J. E. G., L. B., M. G., C. M. J., S. L., A. M., B. S. — Collecte et coordination des échantillons
J. D. K., A. D., A. H., L. R. L., A. S., L. Y., S. M. — Essais sur échantillon
J. E. G., J. D. K. — Ressources
J. E. G., J. D. K., A. D., L. F. — Rédaction, projet initial
J. E. G., J. D. K., J. B., L. B., T. B., P. A. B., C. M. D., A. D., L. F., M. G., A. H., C. M. J., S. L., L. R. L., A. M., P. K. M., L. A. N., A. S., B. S., L. Y., S. M. — Rédaction, révision et édition
J. B., T. B., P. A. B., C. M. D., P. K. M. — Acquisition de financement

Intérêts concurrents

Aucun.

Remerciements

Les auteurs souhaitent remercier B. Pickering et J. Tataryn pour avoir facilité les partenariats interagences qui ont rendu ce travail possible, ainsi que pour leur révision et leurs commentaires réfléchis sur le manuscrit. Nous souhaitons également remercier B. Pickering pour avoir aidé à organiser les tests d'anticorps, et N. Toledo pour avoir effectué les tests d'anticorps. Nous souhaitons remercier M. Anderson du ministère de l'Agriculture, de l'Alimentation et des Affaires rurales de l'Ontario et V. Misra du Western College of Veterinary Medicine pour leurs conseils avisés et leur participation aux discussions concernant cette étude. Nous remercions D. Bulir pour son travail de développement du test PCR utilisé dans cette étude. Nous tenons à remercier L. Lazure et le personnel du Zoo de Granby, les techniciens du programme de surveillance de la rage au Québec, ainsi que V. Casaubon et J. Viau du Centre québécois sur la santé des animaux sauvages - Réseau canadien pour la santé de la faune (CQSAS-RCSF) pour leur aide dans la collecte des échantillons. Nous remercions également N. Pulham, S. Konieczka, J. Adams, G. McCoy, T. McGee, L. Pollock et K. Bennett, de la Section de la recherche et de la surveillance de la faune du ministère du Développement du Nord, des Mines, des Ressources naturelles et des Forêts (DNMRNF), ainsi que L. Dougherty, L. Shirose et M. Alexandrou, de la Société canadienne de la faune de l'Ontario, pour leur aide dans la collecte des échantillons. Enfin, nous souhaitons remercier les récolteurs de fourrures autorisés qui ont soumis des visons aux analyses.

Financement

Ce travail a été soutenu par l'Agence de la santé publique du Canada, avec des contributions en nature fournies par tous les partenaires collaborateurs.

Références

1. Shi J, Wen Z, Zhong G, Yang H, Wang C, Huang B, Liu R, He X, Shuai L, Sun Z, Zhao Y, Liu P, Liang L, Cui P, Wang J, Zhang X, Guan Y, Tan W, Wu G, Chen H, Bu Z. Susceptibility of ferrets, cats, dogs, and other domesticated animals to SARS-coronavirus 2. *Science* 2020;368:1016-20. [DOI](#)
2. Hobbs EC, Reid TJ. Animals and SARS-CoV-2: species susceptibility and viral transmission in experimental and natural conditions, and the potential implications for community transmission. *Transbound Emerg Dis* 2020;68:1850-67. [DOI](#)
3. Bonilla-Aldana DK, García-Barco A, Jimenez-Diaz SD, Bonilla-Aldana JL, Cardona-Trujillo MC, Muñoz-Lara F, Zambrano LI, Salas-Matta LA, Rodriguez-Morales AJ. SARS-CoV-2 natural infection in animals: a systematic review of studies and case reports and series. *Vet Q* 2021;41: 250-67. [DOI](#)
4. Meekins DA, Gaudreault NN, Richt JA. Natural and experimental SARS-CoV-2 infection in domestic and wild animals. *Viruses* 2021;13:1993. [DOI](#)



5. World Organization for Animal Health. SARS-CoV-2 in animals – Situation Report 12. Paris (France); OIE; 2022. <https://www.oie.int/app/uploads/2022/05/sars-cov-2-situation-report-12.pdf>
6. Damas J, Hughes GM, Keough KC, Painter CA, Persky NS, Corbo M, Hiller M, Koepfli K-P, Pfenning AR, Zhao H, Genereux DP, Swofford R, Pollard KS, Ryder OA, Nweeia MT, Lindblad-Toh K, Teeling EC, Karlsson EK, Lewin HA. Broad host range of SARS-CoV-2 predicted by comparative and structural analysis of ACE2 in vertebrates. *PNAS* 2020;117:22311-22. [DOI](#)
7. Alexander MR, Schoeder CT, Brown JA, Smart CD, Moth C, Wikswo JP, Capra JA, Meiler J, Chen W, Madhur MS. Predicting susceptibility to SARS-CoV-2 infection based on structural differences in ACE2 across species. *FASEB J* 2020;34:15946-60. [DOI](#)
8. Franklin AB, Bevins SN. Spillover of SARS-CoV-2 into novel wild hosts in North America: a conceptual model for perpetuation of the pathogen. *Sci Total Environ* 2020;733:139358. [DOI](#)
9. Bosco-Lauth AM, Root JJ, Porter SM, Walker AE, Guilbert L, Hawvermale D, Pepper A, Maison RM, Hartwig AE, Gordy P, Bielefeldt-Ohmann H, Bowen RA. Peridomestic mammal susceptibility to severe acute respiratory syndrome coronavirus 2 infection. *Emerg Infect Dis* 2021;27:2073-80. [DOI](#)
10. Francisco R, Hernandez SM, Mead DG, Adcock KG, Burke SC, Nemeth NM, Yabsley MJ. Experimental susceptibility of North American raccoons (*Procyon lotor*) and striped skunks (*Mephitis mephitis*) to SARS-CoV-2. *Front Vet Sci* 2022;8:715307. [DOI](#)
11. Aguiló-Gisbert J, Padilla-Blanco M, Lizana V, Maiques E, Muñoz-Baquero M, Chillida-Martínez E, Cardells J, Rubio-Guerri C. First description of SARS-CoV-2 infection in two feral American mink (*Neovison vison*) caught in the wild. *Animals (Basel)* 2021;11:1422. [DOI](#)
12. Chandler JC, Bevins SN, Ellis JW, Linder TJ, Tell RM, Jenkins-Moore M, Root JJ, Lenocho JB, Robbe-Austerman S, DeLiberto TJ, Gidlewski T, Kim Torchetti K, Shriner SA. SARS-CoV-2 exposure in wild white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*). *PNAS* 2021;118:e2114828118. [DOI](#)
13. Hale VL, Dennis PM, McBride DS, Nolting JM, Madden C, Huey D, Ehrlich M, Grieser J, Winston J, Lombardi D, Gibson S, Saif L, Killian ML, Lantz K, Tell RM, Torchetti M, Robbe-Austerman S, Nelson MI, Faith SA, Bowman AS. SARS-CoV-2 infection in free-ranging white-tailed deer. *Nature* 2022;602:481-6. [DOI](#)
14. Kuchipudi SV, Surendran-Nair M, Ruden RM, Yon M, Nissly RH, Vandergrift KJ, Nelli RK, Li L, Jayarao BM, Maranas CD, Levine N, Willgert K, Conlan AJK, Olsen RJ, Davis JJ, Musser JM, Hudson PJ, Kapur V. Multiple spillovers from humans and onward transmission of SARS-CoV-2 in white-tailed deer. *PNAS* 2022;119:e2121644119. [DOI](#)
15. Kotwa JD, Massé A, Gagnier M, Aftanas P, Blais-Savoie J, Bowman J, Buchanan T, Chee H-Y, Dibernardo A, Kruczkiewicz P, Nirmalarajah K, Soos C, Yip L, Lindsay LR, Lung O, Pickering B, Mubareka S. First detection of SARS-CoV-2 infection in Canadian wildlife identified in free-ranging white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) from southern Québec, Canada. *bioRxiv*. 2022. [DOI](#)
16. Pickering B, Lung O, Maguire F, Kruczkiewicz P, Kotwa JD, Buchanan T, Gagnier M, Guthrie JL, Jardine CM, Marchand-Austin A, Massé A, McClinchey H, Nirmalarajah K, Aftanas P, Blais-Savoie J, Chee H-Y, Chien E, Yim W, Banete A, Griffin BD, Goolia M, Suderman M, Pinette M, Smith G, Sullivan D, Rudar J, Adey E, Nebroski M, Goyett G, Finzi A, Laroche G, Ariana A, Vahkal B, Côté M, McGeer AJ, Nituch L, Mubareka S, Bowman J. Highly divergent white-tailed deer SARS-CoV-2 with potential deer-to-human transmission. *bioRxiv*. 2022.02.22.481551. [DOI](#)
17. Oreshkova N, Molenaar RJ, Vreman S, Harders F, Oude Munnink BB, Hakze-van der Honing RW, Gerhards N, Tolsma P, Bouwstra R, Sikkema RS, Tacken MGJ, de Rooij MM, Weesendorp E, Engelsma MY, Brusckhe CJ, Smit LA, Koopmans M, van der Poel WH, Stegeman A. SARS-CoV-2 infection in farmed minks, the Netherlands, April and May 2020. *Euro Surveill* 2020;25:2001005. [DOI](#)
18. Molenaar RJ, Vreman S, Hakze-van der Honing RW, Zwart R, de Rond J, Weesendorp E, Smit LAM, Koopmans M, Bouwstra R, Stegeman A, van der Poel WHM. Clinical and pathological findings in SARS-CoV-2 disease outbreaks in farmed mink (*Neovison vison*). *Vet Pathol* 2020;57:653-7. [DOI](#)
19. Palmer MV, Martins M, Falkenberg S, Buckley A, Caserta LC, Mitchell PK, Cassman ED, Rollins A, Zyllich NC, Renshaw RW, Guarino C, Wagner B, Lager K, Diel DG. Susceptibility of white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) to SARS-CoV-2. *J Virol* 2021;95:e00083-21. [DOI](#)
20. World Organization for Animal Health. One Health. Paris (France): OIE; 2021. <https://www.oie.int/en/what-we-do/global-initiatives/one-health/>
21. Larsen HD, Fonager J, Lomholt FK, Dalby T, Benedetti G, Kristensen B, Urth TR, Rasmussen M, Lassaunière R, Rasmussen TB, Strandbygaard B, Lohse L, Chaine M, Møller KL, Berthelsen AN, Nørgaard SK, Sönksen UW, Boklund AE, Hammer AS, Belsham GJ, Krause TG, Mortensen S, Bøtner A, Fomsgaard A, Mølbak K. Preliminary report of an outbreak of SARS-CoV-2 in mink and mink farmers associated with community spread, Denmark, June to November 2020. *Euro Surveill* 2021;26:2100009. [DOI](#)
22. Bashor L, Gagne RB, Bosco-Lauth AM, Bowen RA, Stenglein M, VandeWoude S. SARS-CoV-2 evolution in animals suggestions mechanisms for rapid variant selection. *PNAS* 2021;118:e2105253118. [DOI](#)
23. Montagutelli X, van der Werf S, Rey FA, Simon-Loriere E. SARS-CoV-2 Omicron emergence urges for reinforced One-Health surveillance. *EMBO Mol Med* 2022;14:e15558. [DOI](#)
24. Colombo VC, Sluydts V, Mariën J, Vanden Broecke B, Van Houtte N, Leirs W, Jacobs L, Iserbyt A, Hubert M, Heyndrickx L, Goris H, Delputte P, De Roeck N, Elst J, Ariën KK, Leirs H, Gryseels S. SARS-CoV-2 surveillance in Norway rats (*Rattus norvegicus*) from Antwerp sewer system, Belgium. *Transbound Emerg Dis* 2021;10.1111/tbed.14219. [DOI](#)



25. Sachetto L, Chaves BA, Costa ER, de Menezes Medeiros AS, Gordo M, Araújo DB, Oliveira DBL, da Silva APB, Negri AF, Durigon EL, Hanley KA, Vasilakis N, de Lacerda MVG, Nogueira ML. Lack of evidence of severe acute respiratory syndrome coronavirus 2 (SARS-CoV-2) spillover in free-living neotropical non-human primates, Brazil. *Viruses* 2021;13:1933. DOI
26. Miot EF, Worthington BM, Ng KH, de Lataillade LG, Pierce MP, Liao Y, Ko R, Shum MH, Cheung WY, Holmes EC, Leung KS, Zhu H, Poon LL, Peiris JS, Guan Y, Leung GM, Wu JT, Lam TT. Surveillance of rodent pests for SARS-CoV-2 and other coronaviruses, Hong Kong. *Emerg Infect Dis* 2022;28:467-70. DOI
27. Gouvernement du Canada. Mise à jour sur l'épidémiologie de la COVID-19. Ottawa, ON : Gouvernement du Canada; (modifié 2022). <https://sante-infobase.canada.ca/covid-19/resume-epidemiologique-cas-covid-19.html>
28. World Organization for Animal Health. Considerations on monitoring SARS-CoV-2 in animals. Paris (France): OIE; 2022. <https://www.oie.int/app/uploads/2022/02/en-sars-cov-2-surveillance-.pdf>
29. Delahay RJ, de la Fuente J, Smith GC, Sharun K, Snary EL, Flores Girón L, Nziza J, Fooks AR, Brookes SM, Lean FZX, Breed AC, Gortazar C. Assessing the risks of SARS-CoV-2 in wildlife. *One Health Outlook* 2021;3:7. DOI
30. ProMED. Coronavirus disease update (531): animal, Canada (British Columbia) mink, OIE. ProMED; 2020. <https://promedmail.org/promed-post/?id=8008864>
31. Hammer AS, Quaade ML, Rasmussen TB, Fonager J, Rasmussen M, Mundbjerg K, Lohse L, Strandbygaard B, Jørgensen CS, Alfaro-Núñez A, Rosenstjerne MW, Boklund A, Halasa T, Fomsgaard A, Belsham GJ, Bøtner A. SARS-CoV-2 transmission between mink (*Neovison vison*) and humans, Denmark. *Emerg Infect Dis* 2021;27:547-51. DOI
32. Oude Munnink BB, Sikkema RS, Nieuwenhuijse DF, Molenaar RJ, Munger E, Molenkamp R, van der Spek A, Tolsma P, Rietveld A, Brouwer M, Bouwmeester-Vincken N, Harders F, Hakze-van der Honing R, Wegdam-Blans MCA, Bouwstra RJ, Guerts van Kessel C, van der Eijk AA, Velkers FC, Smit LAM, Stegeman A, van der Poel WHM, Koopmans MPG. Transmission of SARS-CoV-2 on mink farms between humans and mink and back to humans. *Science* 2021;371:172-7. DOI
33. van Aart AE, Velkers FC, Fischer EAJ, Broens EM, Egberink H, Zhao S, Engelsma M, Hakze-van der Honing RW, Harders F, de Rooij MMT, Radstake C, Meijer PA, Oude Munnink BB, de Rond J, Sikkema RS, van der Spek AN, Spierenburg M, Wolters WJ, Molenaar RJ, Koopmans MPG, van der Poel WHM, Stegeman A, Smit LAM. SARS-CoV-2 infection in cats and dogs in infected mink farms. *Transbound Emerg Dis* 2021;10.1111/tbed.14173. DOI
34. Nituch LA, Bowman J, Beauclerc KB, Schulte-Hostedde AI. Mink farms predict Aleutian disease exposure in wild American mink. *PLOS One* 2011;6:e21693. DOI
35. Dominguez SR, O'Shea TJ, Oko LM, Holmes KV. Detection of group 1 coronaviruses in bats in North America. *Emerg Infect Dis* 2007;13:1295-300. DOI
36. Misra V, Dumonceaux T, Dubois J, Willis C, Nadin-Davis S, Severini A, Wandeler A, Lindsay R, Artsob H. Detection of polyoma and corona viruses in bats of Canada. *J Gen Virol* 2009;90:2015-22. DOI
37. Ge XY, Li JL, Yang XL, Chmura AA, Zhu G, Epstein JH, Mazet JK, Hu B, Zhang W, Peng C, Zhang YJ, Luo CM, Tan B, Wang N, Zhu Y, Crameri G, Zhang SY, Wang LF, Daszak P, Shi ZL. Isolation and characterization of a bat SARS-like coronavirus that uses the ACE-2 receptor. *Nature* 2013;503:535-8. DOI
38. Olival KJ, Cryan PM, Amman BR, Baric RS, Blehert DS, Brook CE, Calisher CH, Castle KT, Coleman JTH, Daszak P, Epstein JH, Field H, Frick WF, Gilbert AT, Hayman DTS, Ip HS, Karesh WB, Johnson CK, Kading RC, Kingston T, Lorch JM, Mendenhall IH, Peel AJ, Phelps KL, Plowright RK, Reeder DM, Reichard JD, Sleeman JM, Streicker DG, Towner JS, Wang LF. Possibility for reverse-zoonotic transmission of SARS-CoV-2 to free-ranging wildlife: a case study of bats. *PLoS Pathog* 2020;16:e1008758. DOI
39. LeBlanc JJ, Gubbay JB, Li Y, Needle R, Arneson SR, Marcino D, Charest H, Desnoyers G, Dust K, Fattouh R, Garceau R, German G, Hatchette TF, Kozak RA, Krajdén M, Kuschak T, Lang ALS, Levett P, Mazzulli T, McDonald R, Mubareka S, Prystajec N, Rutherford C, Smieja M, Yu Y, Zahariadis G, Zelyas N, Bastien N. Real-time PCR-based SARS-CoV-2 detection in Canadian laboratories. *J Clin Virol* 2020;128:104433. DOI
40. Hall JS, Knowles S, Nashold SW, Ip HS, Leon AE, Rocke T, Keller S, Carossino M, Balasuriya U, Hofmeister E. Experimental challenge of a North American bat species, big brown bat (*Eptesicus fuscus*), with SARS-CoV-2. *Transbound Emerg Dis* 2020;68:3443-52. DOI
41. Montagutelli X, Prot M, Levillayer L, Salazar EB, Jouvion G, Conquet L, Donati F, Albert M, Gambaro F, Behillil S, Enouf V, Rousset D, Jaubert J, Rey F, van der Werf S, Simon-Loriere E. The B.1.351 and P.1 variants extend SARS-CoV-2 host range to mice. *bioRxiv*. 2021.03.18.436013. DOI
42. Griffin BD, Chan M, Taylor N, Mendoza EJ, Leung A, Warner BM, Duggan AT, Moffat E, He S, Garnett L, Tran KN, Banadyga L, Albietz A, Tierney K, Audet J, Bello A, Vendramelli R, Boese AS, Fernando L, Lindsay LR, Jardine CM, Wood H, Poliquin G, Strong JE, Drebot M, Safronetz D, Embury-Hyatt C, Kobasa D. SARS-CoV-2 infection and transmission in the North American deer mouse. *Nat Commun* 2021;12:3612. DOI