

Dindons sauvages – Évaluation des risques sanitaires pour les élevages avicoles et bovins

2023 – 2024



Présenté au :

Ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs

Présenté par :

Stéphane Lair, DMV, DES, DVSc, DACZM

Centre québécois sur la santé des animaux sauvages
Réseau canadien pour la santé de la faune
Faculté de médecine vétérinaire, Université de Montréal
3200, rue Sicotte
Saint-Hyacinthe, Québec
J2S 2M2



Septembre 2024

Abréviations :

CDVUM : Centre de diagnostic vétérinaire de l'Université de Montréal

CQSAS : Centre québécois sur la santé des animaux sauvages

GPS : Global Positioning System » (Système de positionnement par satellite)

PCR : Polymerase chain reaction ou amplification en chaîne par polymérase

Préambule

Ce rapport contient les résultats des analyses effectuées sur des dindons sauvages récoltés à la chasse récréative dans le cadre d'un projet visant à évaluer la présence chez cette espèce d'agents pathogènes présentant potentiellement des risques sanitaires pour les élevages avicoles et bovins. Ces prélèvements ont été réalisés au printemps 2023 et 2024. De plus, des échantillons de matières fécales ont été récoltés au sol durant l'hiver 2024 et soumis pour analyse.

Les échantillonnages effectués ont été réalisés selon les recommandations du document "Protocole d'échantillonnage - Évaluation des risques sanitaires pour les élevages avicole et bovin associés à la présence de dindons sauvages sur le territoire québécois".

Prélèvement**Nécropsie et prélèvements****1. Enregistrement**

Attribuer un numéro unique à chaque dindon sauvage prélevé. Noter pour chaque cas la date de l'abattage et les coordonnées GPS de la zone d'abattage.

2. Examen post-mortem macroscopique

Réaliser une nécropsie sur chaque dindon sauvage :

- Saisir les informations sur la feuille de nécropsie.
- Notez l'âge (juvénile ou adulte), le sexe, l'état corporel (note de 1 à 5), la masse, la longueur de l'aileron et longueur totale.
- Examiner la peau et chaque organe interne à la recherche d'éventuelles lésions macroscopiques.
- En cas de lésions macroscopiques externes ou internes, chaque lésion macroscopique pourra être décrite et prélevée pour histologie (formol tamponné à 10%) ± congélation (sac Whirl-Pak®) selon la taille de la lésion (matériel fourni par le CQSAS). Une photo de la lésion (avec échelle) pourra également être prise au besoin.

3. Prélèvements

Prendre sur chaque dindon sauvage les prélèvements dans l'ordre suivant :

- 1 écouvillon oro-pharyngé sec à mettre dans un tube sec (*Mycoplasma*)

- i. Appliquer l'écouvillon sur les choanes et frotter la muqueuse en tournant 3 fois l'écouvillon puis faire de même au niveau de l'entrée de la trachée.
 - ii. Mettre l'écouvillon dans un tube sec, couper l'extrémité du bâton de l'écouvillon à l'aide de ciseaux et refermer le tube.
- 1 écouvillon oro-pharyngé + 1 écouvillon cloacal à mettre dans des tubes à milieu UTM (influenza aviaire, APMV-1)
 - i. Appliquer un écouvillon sur les choanes et frotter la muqueuse en tournant 3 fois l'écouvillon puis faire de même au niveau de l'entrée de la trachée. Avec le deuxième écouvillon, l'introduire au niveau du cloaque puis frotter en tournant 3 fois l'écouvillon contre la muqueuse cloacale.
 - ii. Les deux écouvillons d'un même individu sont placés dans un même tube de Copan à milieu UTM. Couper l'extrémité du bâton des deux écouvillons à l'aide de ciseaux et refermer le tube.
- Un des poumons entiers à mettre dans un sac Whirl-Pak® pour bactériologie.
- Un morceau de tonsilles caecales d'environ 1 cm X 1 cm à mettre dans un tube (type « Tube with Screw Cap 2 mL »).
- Environ 20 g de selles / de contenu intestinal, à mettre séparément dans des sacs Whirl-Pak®
 - i. ≥ 5 g de selles dans un sac pour bactériologie (*Salmonella* et *Campylobacter*). Prioriser les fientes présentes dans le rectum ou le cloaque.
 - ii. ≥15 g de selles dans un autre sac pour parasitologie. Prioriser les fientes présentes dans le rectum ou le cloaque. L'ensemble du contenu intestinal (du duodénum au cloaque) peut être utilisé au besoin pour obtenir la quantité de selles nécessaire aux analyses de parasitologie.
 - iii. Environ 1 g de selles dans un tube (type « Tube with Screw Cap 10 mL ») pour PCR (*Réovirus*). Prioriser les fientes présentes dans le rectum ou le cloaque (réalisé en 2024 seulement).
- Tous les tubes et les sacs doivent être clairement identifiés au marqueur indélébile par le numéro d'identification unique du dindon et la date du prélèvement (année-mois-jour).
- Changer de lame de scalpel et nettoyer les instruments à l'eau savonneuse entre chaque dindon.

Gestion des données

Chaque échantillon sera accompagné d'un numéro d'identification unique. La date de prélèvement sera aussi inscrite.

Les paramètres suivants seront saisis dans un chiffrier :

- Numéro d'identification unique
- Date de prélèvement
- Prélevé par
- Date de réception

- Poids (g)
- Longueur (mm)
- Aileron (mm)
- Sexe
- Catégorie d'âge (adulte ou juvénile)
- État corporel
- Coordonnées GPS
- Zone d'abattage
- Commentaire s'il y a lieu

Analyses réalisées

Les analyses suivantes ont été réalisées sur les échantillons soumis.

Lésions macroscopiques

- Tissus formolés
- Examen histologique des lésions échantillonnées
- Pathologiste : Stéphane Lair

PCR influenza aviaire

- Écouvillon oro-pharyngé + 1 écouvillon cloacal UTM.
- Laboratoire de PCR du MAPAQ (PCR-LSA)
- Technique : Analyse par RRT-PCR; L'ARN viral a été extrait des écouvillons avec la trousse MagMAX 96 Viral Isolation Kit (Life Technologies). L'ARN isolé a été amplifié pour la détection des virus de l'influenza de type A (AIV). La détection d'AIV a été effectuée à l'aide d'amorces et sonde ciblant un fragment de 99pb de la séquence du gène M1.³⁰ La trousse AgPath-ID One-Step Kit a été utilisé pour l'amplification dans un volume final 25uL contenant 8uL de l'ARN viral isolé, 16uL of AgPath-ID One-Step Kit, et 1uL du mélange 25X amorces et sonde, selon les méthodes en vigueur du Centre national des maladies animales exotiques (CNMAE).

PCR Newcastle (APMV-1)

- Écouvillon oro-pharyngé + 1 écouvillon cloacal UTM.
- Laboratoire de PCR du MAPAQ (PCR-LSA)
- Technique : Analyse par RRT-PCR; L'ARN viral a été extrait des écouvillons avec la trousse MagMAX 96 Viral Isolation Kit (Life Technologies). L'ARN isolé a été amplifié pour la détection de Paramyxovirus aviaire de type 1 (APMV-1). La détection d'APMV-1 a été effectuée à l'aide d'amorces et sonde ciblant un fragment de 120pb de la séquence du gène Matrix.³¹ La trousse AgPath-ID One-Step Kit a été utilisé pour l'amplification dans un volume final 25uL contenant 8uL de l'ARN viral isolé, 16uL of AgPath-ID One-Step Kit, et 1uL du mélange 25X amorces et sonde, selon les méthodes en vigueur du Centre national des maladies animales exotiques (CNMAE).

Bactériologie - Poumon

- Poumon entier
- Laboratoire de Bactériologie du CDVUM
- Technique : Culture aérobie et anaérobie. Recherche pour les pathogènes spécifiques suivants: *Pasteurella multocida*, *Bordetella avium*, *Erysipelothrix rhusiopathiae*, *Ornithobacterium rhinotracheale*. Aérobie : Ensemencement d'une gélose Columbia. Incuber à 35±2°C. Première lecture le lendemain et deuxième lecture après 48 heures; Anaérobie : Ensemencement d'une gélose ana-gentamicine. Incuber en anaérobiose à 35±2°C. Les géloses sont examinées périodiquement et doivent être incubées pour un total de 5 jours avant de déclarer un résultat négatif; identifier les colonies suspectes à l'aide de la technologie MALDI-ToF (MBT Smart de Bruker).

Recherche salmonella dans les fèces

- Fèces
- Laboratoire de Bactériologie du CDVUM : Technique : Fèces ensemencées sur une gélose BGN/XLT4 et dans un bouillon d'enrichissement RV. Incuber la gélose BGN/XLT4 à 35±2°C (24-48 heures) et le bouillon RV à 42±1°C (20-48 heures). Après incubation, bouillon RV ensemencé sur une gélose BGN/XLT4 et incubé 35±2°C (24-48 heures). Identifier des colonies suspectes à l'aide de la technologie MALDI-ToF (MBT Smart de Bruker).

Recherche Campylobacter spp. dans les fèces

- Fèces
- Laboratoire de Bactériologie du CDVUM
- Technique : Ensemencer fèces sur gélose Campy et incubation à 42±1°C en micro-aérophilie. Les géloses sont examinées périodiquement et doivent être incubées pour un total de 7 jours avant de déclarer un résultat négatif. Identifier les colonies suspectes à l'aide de la technologie MALDI-ToF (MBT Smart de Bruker).

Recherche Mycoplasmes aviaires – PCR

- Écouvillon oro-pharyngé
- Laboratoire de diagnostic moléculaire du CDVUM
- Technique : Les écouvillons ont été mis dans 1 ml de PBS pour être extraient au KingFisher Flex afin d'avoir l'acide nucléique. Quatre PCR en temps réel sur Rotorgene ont été faites (MG, MS, MI, MM).

Recherche Histomonas meleagridis – PCR

- Tonsilles caecales
- Laboratoire de diagnostic moléculaire du CDVUM
- Technique : Les morceaux d'intestins ont été mis dans un tube 2ml avec 1ml de PBS et des billes de verres, ce qui permet de broyer les tissus à l'aide d'un beadbeater. Le surnageant a été extrait au KingFisher afin d'avoir l'acide nucléique, ensuite une PCR en temps réel sur Rotorgene a été faite.

Recherche Réovirus – PCR

- Fèces

- Laboratoire de diagnostic moléculaire du CDVUM
- Technique : Les fèces sont homogénéisées dans des tubes contenant des microbilles de verres et du PBS à l'aide d'un appareil de type BeadBeater. Traitement 2 X 5 min suivi d'une centrifugation de 1 min à 10 000 rpm. Prélèvement de 200 µL de surnageant. Extraction réalisée sur colonne à l'aide d'un appareil QIAcube (QIAgen) (PON-MOL-0106). Le protocole d'extraction utilise les mêmes réactifs que ceux de la trousse d'extraction QIAamp cador Pathogen Mini Kit de QIAgen, suivi d'une détection par RT-qPCR (PON-MOL-0108).

Parasitologie

- Fèces
- Laboratoire parasitologie-CDVUM :
 - Wisconsin : technique de centrifugation dans une solution sucrée. Homogénéiser les fèces. Peser 5 gr de fèces. Mélanger avec 15-20 ml d'eau du robinet. Sur un bécher de 50 ml, filtrer avec un gaz (12x12x4). Récolter le liquide et le centrifuger 1 500 rpm pendant 10 minutes. Jeter le surnageant. Suspendre le culot dans la solution sucrée (densité 1.28-1.30). Déposer une lamelle sur le tube à centrifuger. Centrifuger 1 500 rpm pendant 10 minutes. Décoller la lamelle du tube et la déposer sur une lame pour procéder à la lecture. La lame et la lamelle sont entièrement lues à 10X. Résultats : certains parasites sont comptés et inscrits en « œufs par gramme de fèces » et d'autres sont inscrits qualitativement (1+, 2+, 3+).
 - Différentiel coccidies : Les 100 premières coccidies observées sur la lame du Wisconsin sont mesurées. Selon les dimensions chaque mesure correspond à une espèce de coccidies.

Résultats et Discussion

Nous présentons ici un sommaire des résultats. L'ensemble de ces résultats se retrouve dans un chiffrier qui accompagne ce rapport.

Échantillonnages

Le nombre d'échantillons soumis pour chacune des analyses est présenté au tableau 1. Au total 99 dindons ont été échantillonnés à la chasse en 2023 et 119 en 2024. De plus, des fèces ont été récoltées au sol pour un total de 41 groupes au cours de l'hiver 2024. À noter que les échantillons d'un des dindons identifiés comme récoltés n'ont jamais été soumis au laboratoire (23R0550).

Tableau 1. Échantillons provenant de dindons récoltés à la chasse récréative dans le cadre de l'évaluation de la présence d'agents potentiellement pathogènes. Nombre de dindons échantillonnés et nombre d'échantillons testés.

Analyses	Dindons échantillonnés	Échantillons testés
Lésions macroscopiques	7	7
PCR influenza aviaire	216	215
PCR Newcastle (APMV-1)	216	215
Bactériologie - Poumon	215	215
Recherche salmonella dans les fèces	252 ^a	252
Recherche <i>Campylobacter</i> spp. dans les fèces	252 ^a	252
Recherche Mycoplasmes aviaires – PCR	215	215
Recherche <i>Histomonas meleagridis</i> – PCR	214	214
Recherche Réovirus – PCR	153 ^b	153
Parasitologie - Wisconsin	245 ^c	245
Parasitologie – différentiel coccidies		92 ^d

^a Incluant 41 échantillons de fèces récoltés au sol.

^b Incluant 37 échantillons de fèces récoltés au sol.

^c Incluant 39 échantillons de fèces récoltés au sol.

^d Incluant 8 échantillons de fèces récoltés au sol.

Un sommaire des résultats des analyses pour la détection de pathogènes est présenté au tableau 2.

Tableau 2. Sommaire des résultats des analyses pour la détection des différents agents testés chez des dindons récoltés à la chasse récréative dans le cadre de l'évaluation de la présence d'agents potentiellement pathogènes. Nombre de dindons positif sur le nombre d'échantillons testés.

Pathogènes	Positif	Négatif	Pourcentage de positif (%)
Influenza aviaire – PCR	0	215	0%
Maladie de Newcastle (APMV-1) – PCR	0	215	0%
Bactériologie poumon : pathogènes ciblés			
<i>Ornithobacterium rhinotracheale</i>	0	215	0%
<i>Bordetella avium</i>	0	215	0%
<i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i>	0	215	0%
<i>Pasteurella multocida</i>	0	215	0%
Bactériologie poumon : autres bactéries			
<i>Achromobacter</i> spp.	1	214	0,5%
<i>Aeromonas</i> spp.	1	214	0,5%
<i>Arthrobacter</i> spp.	1	214	0,5%
<i>Avibacterium</i> spp.	1	214	0,5%
Bacilles à Gram Négatif non fermenteurs	17	198	7,9%
Bacilles à Gram positif	1	214	0,5%
<i>Bacillus cereus</i> group	6	209	2,8%
<i>Bacillus</i> spp.	1	214	0,5%
<i>Carnobacterium maltaromaticum</i>	4	211	1,9%
Champignons	2	213	0,9%
<i>Citrobacter freundii</i> complex	1	214	0,5%
<i>Corynebacterium falsenii</i>	3	212	1,4%
<i>Corynebacterium</i> spp.	2	213	0,9%
<i>Enterococcus cecorum</i>	33	182	15,3%
<i>Enterococcus faecalis</i>	6	209	2,8%
<i>Enterococcus gallinarum</i>	1	214	0,5%
<i>Enterococcus mundtii</i>	1	214	0,5%
<i>Escherichia coli</i>	19	196	8,8%
<i>Gallibacterium anatis</i>	6	209	2,8%
<i>Lactococcus lactis</i>	1	214	0,5%
<i>Ligilactobacillus agilis</i>	19	196	8,8%
<i>Ligilactobacillus salivarius</i>	12	203	5,6%
<i>Limosilactobacillus</i> spp.	2	213	0,9%
<i>Ochrobactrum intermedium</i>	3	212	1,4%
<i>Pantoea agglomerans</i>	1	214	0,5%
Pasteurellaceae	2	213	0,9%
<i>Pseudomonas</i> spp.	2	213	0,9%
<i>Riemerella anatipestifer</i>	1	214	0,5%
<i>Rothia nasimurium</i>	3	212	1,4%
<i>Staphylococcus chromogenes</i>	3	212	1,4%
<i>Staphylococcus petrasii</i>	1	214	0,5%

Pathogènes	Positif	Négatif	Pourcentage de positif (%)
<i>Staphylococcus sciuri</i>	1	214	0,5%
<i>Staphylococcus</i> spp.	11	204	5,1%
<i>Streptococcus</i> spp.	2	213	0,9%
Salmonella – fèces	0	252	0%
<i>Campylobacter</i> spp. – fèces	33	219	13,1%
Mycoplasmes aviaires – PCR			
<i>Mycoplasma gallisepticum</i>	0	215	0%
<i>Mycoplasma iowae</i>	0	215	0%
<i>Mycoplasma meleagridis</i>	10	205	4,7%
<i>Mycoplasma synoviae</i>	1	214	0,5%
<i>Histomonas meleagridis</i> – PCR	0	214	0%
Réovirus – PCR	4	153	2,6%
Parasitologie			
<i>Eucoleus</i> (<i>Capillaria</i>) spp.	123	122	50,2%
<i>Syngamus trachea</i>	49	196	20,0%
<i>Strongyloides</i> spp.	3	242	1,2%
<i>Heterakis</i> spp.	1	244	0,4%
Cestodes	46	199	18,8%
<i>Eimeria</i> spp.	148	97	60,4%
<i>E. meleagritidis</i>	85	7	92,4%
<i>E. innocua</i> / <i>E. subrotunda</i>	90	2	97,8%
<i>E. meleagridis</i>	85	7	92,4%
<i>E. dispersa</i> / <i>E. adenoides</i> / <i>E. gallopavonis</i>	52	40	56,5%

Lésions macroscopiques

Des tissus provenant de sept dindons ont été prélevés pour examen histopathologique. Le tableau 3 présente les diagnostics histopathologiques pour chacun des cas.

Tableau 3. Diagnostics histologiques sur les tissus échantillonnés chez des dindons récoltés soumis pour analyse.

Cas	Lames	Tissus soumis	Lésions histologiques / PCR	Diagnostic
23R0531	P1951-23-A	Peau	Épidermite hyperplasie diffuse avec hyperkératose marquée et présence de corps de Bollinger et bactéries intralésionnelles	Infection par un avipoxvirus
23R1407	P1951-23-B-E	Viscère	Coelomite bactérienne pyogranulomateuse chronique extensive	Coelomite, perforation tractus gastro-intestinal possible
24R0535	P1826-24-A	Peau	Épidermite hyperplasie diffuse avec hyperkératose marquée et présence de corps de Bollinger et bactéries intralésionnelles / PCR avipoxvirus : positif.	Infection par un avipoxvirus
24R1403	P1826-24-B	Lésion sous l'aile	Ulcération extensive de l'épiderme avec nécrose et fibrose du derme et des muscles sous-jacents associées à une infiltration massive par des hétérophiles. Grande quantité de fibrine, colonies bactériennes et fragments de plumes aussi présents.	Traumatisme cutané avec dermatite et myosite secondaires
24R0583	P1826-24-C	Intestin	Zone d'ulcération de la muqueuse intestinale associée à une infiltration massive par des hétérophiles. Des amas de fibrine et des colonies bactériennes sont aussi présents.	Entérite fibrinonécrotique focale
24R0578	P1826-24-D	Lésion mandibulaire	Ulcération de la muqueuse orale associée à une infiltration focalement extensive de la muqueuse et sous-muqueuse par des hétérophiles.	Stomatite suggestive d'une infection par un avipoxvirus
24R1724	P1826-24-E	Peau	Épidermite hyperplasie diffuse avec hyperkératose marquée et présence de corps de Bollinger et bactéries intralésionnelles	Infection par un avipoxvirus

Trois des dindons échantillonnés avaient une infection active par avipoxvirus. Un quatrième présentait des lésions suggestives d'une infection par ce virus. Ce type d'infection virale est régulièrement documenté chez cette espèce.⁸ Chez certains sujets sévèrement affectés cette infection virale peut causer des mortalités. La maladie se manifeste plutôt à l'automne et à l'hiver. La transmission se fait surtout, soit par contact direct, ou via les insectes piqueurs. Une transmission à des oiseaux d'élevage est donc possible.¹² Ces virus pox n'infectent pas l'Homme et ne représentent donc pas de risque pour la santé humaine.

Les changements pathologiques observés chez les trois autres cas investigués ne sont pas spécifiques d'une condition connue chez cette espèce. Ces lésions sont possiblement d'origine traumatique et donc sans conséquence sanitaire.

Pathogènes ciblés non-détectés

Les pathogènes ciblés suivants ne furent pas détectés chez les dindons échantillonnés : Influenza aviaire, virus de la maladie de Newcastle (APMV-1), *Ornithobacterium rhinotracheale*, *Bordetella avium*, *Erysipelothrix rhusiopathiae*, *Pasteurella multocida*, *Mycoplasma gallisepticum*, *Mycoplasma iowae*, salmonella et *Histomonas meleagridis*.

Pathogènes / agents pathogènes potentiels détectés

Du *Campylobacter* spp. a été mis en évidence dans les fèces de 33 dindons pour une prévalence de 13,1%. Nous avons trouvé peu de documentation de présence de *Campylobacter* spp. chez les dindons sauvages. Aucun cas de maladie associée à ce groupe d'agents n'a été documenté chez les dindons sauvages à notre connaissance. Cet agent a été isolé d'un dindon sauvage sans manifestation clinique en Ontario.²¹ Certaines espèces de ce genre (surtout *C. jejuni* et *C. coli*) sont souvent détecté dans les fèces des bovins, des porcs, des poules et des dindons domestiques, chez qui ils sont habituellement considérées comme étant des organismes commensaux (flore normale).^{1,26} Ceci étant dit, *C. jejuni* est occasionnellement proposé comme une cause de diarrhée chez les veaux.¹⁶ De plus, il s'agit d'une des zoonoses entériques les plus fréquente chez l'Homme.² Par conséquent, des précautions sanitaires de base devrait être prises lors de la manipulation des carcasses de dindons. Bien que ces agents aient été fréquemment détectés chez les oiseaux sauvages, il semblerait que la majorité des souches ont une spécificité d'hôte élevée, limitant ainsi la transmission d'un réservoir sauvage au cheptel domestique.¹¹ Néanmoins, quelques études ont mis en évidence des souches communes aux oiseaux sauvages et animaux d'élevage.^{6,9,29} Ceci étant dit il reste difficile de savoir dans quel sens s'effectue la transmission.

Mycoplasma synoviae et *Mycoplasma meleagridis* ont été isolés du système respiratoire de 1 et de 10 dindons respectivement. Ces deux agents ont déjà été rapportés chez les dindons sauvages, sans être associé à des signes cliniques.^{13,20} Un cas de sinusite a aussi été rapporté chez un dindon sauvage infecté par *M. synoviae*.¹⁹ *Mycoplasma synoviae* est connu pour causer des lésions respiratoires et articulaires chez différentes espèces d'oiseaux de basse-cour, incluant les dindons domestiques et les poulets.²⁵ *Mycoplasma meleagridis* peut causer des lésions articulaires, des baisses de pontes et des aérosacculites chez les dindons domestiques.²⁷

La présence de réovirus a été documentée chez 4 des dindons testés pour une prévalence de 2,6%. Différents réovirus sont rapportés chez les dindons chez qui ils sont associés avec différents syndromes cliniques, incluant des hépatites et des arthrites.¹⁷ Au Québec, les atteintes cliniques associées à des infections par des réovirus sont en émergence depuis 2020 (MAPAQ). La transmission se fait suite à un contact de litière contaminé par les fientes d'oiseaux porteurs. À notre connaissance il n'y a pas de données disponibles dans la littérature sur la présence des réovirus chez les dindons sauvages. Comme plusieurs des réovirus infectant les ne sont pas associés à des conditions pathologiques, nous ne pouvons pas déterminer si le variant de réovirus présent chez ces dindons sauvages a un potentiel pathogène chez les dindons d'élevage. Des analyses moléculaires supplémentaires sont présentement en cours afin de caractériser davantage ces réovirus.

Pathogènes / agents parasitaires détectés

Des oocystes et des œufs de différentes espèces de parasites ont été détectés dans les fèces des dindons échantillonnés (tableau 2).

Les coccidies détectées chez ces oiseaux sont du genre *Eimeria* spp. appartenant potentiellement à sept différentes espèces (tableau 2). Ce groupe de protozoaires parasites peut être responsable de coccidiose chez les dindons domestiques, condition qui peut être associée à des pertes économiques importante.⁵ Les espèces les plus pathogènes pour les dindons d'élevage seraient *E. adenoides*, *E. gallopavonis* et *E. Meleagritidis*, tandis que les autres espèces sont considérées comme peu ou pas pathogènes.¹⁸ Ces protozoaires ont été décrits chez les dindons sauvages.^{14,24} Ce parasite n'est habituellement pas symptomatique chez les dindons sauvages en milieu naturel. Certaines espèces (*E. meleagritidis*, *E. innocua*, *E. subrotunda*, *E. adenoides*, *E. gallopavonis*) semblent assez spécifiques aux dindons, et d'autres peuvent aussi infecter les poulets (*E. meleagridis*, *E. dispersa*).⁵

Eucoleus (Capillaria) spp. est un petit nématode très fréquent chez les oiseaux sauvages chez qui il cause que très rarement des problèmes cliniques. Ces parasites ont par contre déjà été associés à des infections du jabot chez des dindons sauvages gardés en enclos.¹⁵ Ce parasite ne semble pas être un problème important chez les dindons domestiques, bien que ceux-ci soient vraisemblablement sensibles.

Syngamus trachea est un nématode retrouvé au niveau de la trachée de plusieurs espèces d'oiseaux sauvages, incluant les merles d'Amérique, les cormorans à aigrettes et les gallinacés, chez qui il peut causer des mortalités. Ce parasite est rapporté chez les dindons sauvages²⁸ et chez les dindons domestiques (publications non-récentes). Ce parasite se transmet habituellement suite à l'ingestion d'hôtes paraténiques, comme le ver de terre, ce qui limite probablement les risques pour les élevages modernes.

Des œufs du nématode *Heterakis spp.* ont été détecté chez un des dindons. Ce parasite est reconnu pour infecter les dindons sauvages chez qui il est surtout transmis suite à l'ingestion de vers de terre (hôtes paraténique).¹⁰ Ce nématode, qui joue un rôle dans la transmission de l'histomoniose chez les dindons, ne semble pas être très prévalent dans les élevages de dindons domestiques.

Les *Strongyloides* spp. et les cestodes (ver plat) sont très peu pathogènes chez les dindons.

Bactéries isolées dans les poumons

Plusieurs espèces de bactéries ont été isolées des poumons des dindons échantillonnés. Ces bactéries sont surtout considérées soit comme faisant partie de la flore normale du système respiratoire, ou comme étant des contaminants fréquents d'origine entérique ou environnementale. Bien que des infections opportunistes aient été documentées pour plusieurs de ces bactéries, la plupart ne sont pas considérées comme des pathogènes primaires chez les galliformes et les bovidés.

Les espèces suivantes méritent par contre plus d'attention :

Avibacterium spp. : Certaines espèces (comme *Avibacterium paragallinarum*) peuvent causer des infections respiratoires chez les poulets (coryza infectieux).⁴ Ce genre bactérien, qui semble faire partie de la flore respiratoire normale des dindons, a été associé à une conjonctivite et une sinusite chez un dindon sauvage au Colorado (infection secondaire présumée).⁷

Gallibacterium anatis : Cette bactérie fait partie de la flore normale du système respiratoire chez les galliformes. Certaines souches peuvent par contre aussi être associées à des infections diverses chez les poules (vraisemblablement des infections secondaires).²³

Riemerella anatipestifer : Connue comme pouvant potentiellement causer des épidémies de maladies septicémiques chez les dindes domestiques, mais aussi chez les poules et les canards.³

Rothia nasimurium : Considéré comme un pathogène opportuniste qui peut causer des infections chez différentes espèces, dont les canards, les oies et les poules.³²

Staphylococcus chromogenes : Cette bactérie est souvent isolée lors de mammites chez les vaches laitières.²²

Conclusion – Risques sanitaires

Les analyses réalisées n'ont pas permis de mettre en évidence la présence de certains des pathogènes ciblés (*Salmonella* spp., *Mycoplasma gallisepticum*, *M. iowae*, paramyxovirus aviaire de type 1, virus de l'influenza aviaire, *Histomonas meleagridis*, *Pasteurella multocida*, *Bordetella avium*, *Erysipelothrix rhusiopathiae* et *Ornithobacterium rhinotracheale*).

Certains agents mis en évidence chez ces dindons, pourraient potentiellement infecter les oiseaux d'élevage : réovirus, avipoxvirus, *Mycoplasma synoviae*, *M. meleagridis*, *Eimeria* spp., *Eucolus (Capillaria)* spp., *Syngamus trachea*, *Heterakis* spp., *Trichomonas* spp., *Avibacterium* spp., *Gallibacterium anatis*, *Riemerella anatipestifer* et *Rothia nasimurium*.

Seul *Campylobacter* spp. (diarrhée chez les veaux) et *Staphylococcus chromogenes* (mammites) pourraient potentiellement causer des problèmes de santé chez les ruminants domestiques.

Les risques réels que représentent ces agents pour les élevages avicoles et bovins devraient être évalués en fonction des conditions pathologiques observées dans ces élevages. En effet, la transmission de certains de ces pathogènes nécessite un contact rapproché, ou l'accès à des hôtes paraténiques spécifiques, ce qui limite la transmission. De plus, certains de ces agents présentent un faible potentiel pathologique et sont surtout associés à des infections secondaires de nature opportuniste. Finalement, le pouvoir pathogène de certains agents détectés (ex : réovirus) reste indéterminé.

Références

1. 2017. Public Health Agency of Canada. Foodnet Canada short report.
2. Allos BM. *Campylobacter jejuni* infections: Update on emerging issues and trends. Clin Infect Dis. 2001;32(8):1201-1206.
3. Behboudi S. *Riemerella anatipestifer* infection. CABI; 2022. 11 p.
4. Blackall PJ, Soriano-Vargas E. Infectious Coryza and related bacterial infections. In: Diseases of Poultry. 2013. p. 859-873.
5. Chapman HD. Coccidiosis in the turkey. Avian Pathol. 2008;37(3):205-223.
6. Colles FM, Dingle KE, Cody AJ, Maiden MCJ. Comparison of *Campylobacter* populations in wild geese with those in starlings and free-range poultry on the same farm. Appl Environ Microbiol. 2008;74(11):3583-3590.
7. Ellis JS, MacGlover CA, Sondgeroth KS, Brown D, Daniels JB, Fox KA. Novel avibacterium species associated with sinusitis and conjunctivitis in a Merriam's wild turkey (*Meleagris gallopavo merriami*) flock in Colorado, USA. J Wildl Dis. 2022;58(4):725-734.
8. Elsmo EJ, Allison AB, Brown JD. A retrospective study of causes of skin lesions in wild turkeys (*Meleagris gallopavo*) in the Eastern USA, 1975-2013. J Wildl Dis. 2016;52(3):582-591.
9. French N, Barrigas M, Brown P, Ribiero P, Williams N, Leatherbarrow H, Birtles R, Bolton E, Fearnhead P, Fox A. Spatial epidemiology and natural population structure of *Campylobacter jejuni* colonizing a farmland ecosystem. Environ Microbiol. 2005;7(8):1116-1126.
10. Greenawalt D, Yabsley MJ, Williams L, Casalena MJ, Boyd R, Debelak E, Wildlicka H, Phillips E, Wallner-Pendleton E, Dunn P, Brown J. Surveillance for *Heterakis* spp. in game birds and cage-free, floor-raised poultry in Pennsylvania. Avian Dis. 2020;64(2):210-215.
11. Hald B, Skov MN, Nielsen EM, Rahbek C, Madsen JJ, Wainø M, Chriél M, Nordentoft S, Baggesen DL, Madsen M. *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* in wild birds on Danish livestock farms. Acta Vet. 2016;58(1):11.
12. Hess C, Maegdefrau-Pollan B, Bilic I, Liebhart D, Richter S, Mitsch P, Hess M. Outbreak of cutaneous form of Poxvirus on a commercial turkey farm caused by the species Fowlpox. Avian Dis. 2011;55(4):714-718.
13. Hoffman RW, Luttrell MP, Davidson WR, Ley DH. Mycoplasmas in wild turkeys living in association with domestic fowl. J Wildl Dis. 1997;33(3):526-535.
14. Hopkins BA, Skeeles JK, Houghten GE, Slagle D, Gardner K. A survey of infectious diseases in wild turkeys (*Meleagris gallopavo silvestris*) from Arkansas. J Wildl Dis. 1990;26(4):468-472.
15. Hurst GA, Turner LW, Tucker FS. Capillariasis in penned wild turkeys. J Wildl Dis. 1979;15(3):395-397.
16. Ismail M, Sherreen S. Diarrhea syndrome caused by *Campylobacter jejuni* in calves. Assiut Veterinary Medical Journal. 2021;67(169):165-181.
17. Kumar R, Sharafeldin TA, Sobhy NM, Goyal SM, Porter RE, Mor SK. Comparative pathogenesis of turkey reoviruses. Avian Pathol. 2022;51(5):435-444.
18. Lund EE, Farr MM. Coccidiosis of the turkey. In: Biester HE, Schwarte LH (eds.). Diseases of Poultry. 5th. Ames, IA: Iowa State University Press; 1965. p. pp.1088-1093.
19. Luttrell MP, Kleven SH, Mahnke GM. *Mycoplasma synoviae* in a released pen-raised wild turkey. Avian Dis. 1992;36(1):169-171.
20. MacDonald AM. 2018. A Survey for Potential Pathogens in Wild Turkeys (*Meleagris gallopavo*) in Ontario, Canada. University of Guelph, Guelph, Ontario, Canada.
21. MacDonald AM, Jardine CM, Susta L, Slavic D, Nemeth NM. Survey for bacteria and antimicrobial resistance in wild turkeys (*Meleagris gallopavo*) in Ontario, Canada. Avian Dis. 2018;62(2):184-188, 185.
22. Moroni P, Nydam DV, Ospina PA, Scillieri-Smith JC, Virkler PD, Watters RD, Welcome FL, Zurakowski MJ, Ducharme NG, Yeager AE. 8 - Diseases of the Teats and Udder. In: Peek SF, Divers TJ (eds.). Rebhun's Diseases of Dairy Cattle (Third Edition). Elsevier; 2018. p. 389-465.
23. Narasinakuppe Krishnegowda D, Dhama K, Kumar Mariappan A, Munuswamy P, Iqbal Yatoo M, Tiwari R, Karthik K, Bhatt P, Reddy MR. Etiology, epidemiology, pathology, and advances in diagnosis, vaccine development, and treatment of *Gallibacterium anatis* infection in poultry: a review. Vet Q. 2020;40(1):16-34.
24. Oates D, Wallner-Pendleton E, Kanev I, Sterner M, Cerny H, Collins M, Bischof R, Boyd E. A survey of infectious diseases and parasites in wild turkeys from Nebraska. 2005.

25. Osorio C, Fletcher OJ, Abdul-Aziz T, Gonder E, Tilley B, Ley DH. Pneumonia of turkey breeder jens associated with *Mycoplasma synoviae*. *Avian Dis.* 2007;51(3):791-796.
26. Plishka M, Sargeant JM, Greer AL, Hookey S, Winder C. The prevalence of *Campylobacter* in live cattle, turkey, chicken, and swine in the United States and Canada: A systematic review and meta-analysis. *Foodborne Pathog Dis.* 2021;18(4):230-242.
27. Saif Y. *Diseases of Poultry*. John Wiley & Sons; 2009.
28. Sasseville VG, Miller B, Nielsen SW. A pathologic study of wild turkeys in Connecticut. *Cornell Vet.* 1988;78(4):353-364.
29. Sippy R, Sandoval-Green CMJ, Sahin O, Plummer P, Fairbanks WS, Zhang Q, Blanchong JA. Occurrence and molecular analysis of *Campylobacter* in wildlife on livestock farms. *Vet Microbiol.* 2012;157(3):369-375.
30. Spackman E, Senne DA, Myers TJ, Bulaga LL, Garber LP, Perdue ML, Lohman K, Daum LT, Suarez DL. Development of a real-time reverse transcriptase PCR assay for type A influenza virus and the avian H5 and H7 hemagglutinin subtypes. *J Clin Microbiol.* 2002;40(9):3256-3260.
31. Wise MG, Suarez DL, Seal BS, Pedersen JC, Senne DA, King DJ, Kapczynski DR, Spackman E. Development of a real-time reverse-transcription PCR for detection of Newcastle disease virus RNA in clinical samples. *J Clin Microbiol.* 2004;42(1):329-338.
32. Zhang J, Mo S, Li H, Yang R, Liu X, Xing X, Hu Y, Li L. *Rothia nasimurium* as a cause of disease: First isolation from farmed chickens. *Vet Sci.* 2022;9(12).