



HAL
open science

Evaluation de la réponse sérologique du canard à la vaccination contre l'influenza aviaire hautement pathogène avec le vaccin Volvac® B.E.S.T. AI+ND : étude dans 40 élevages de l'étage production en France

Paulin Landouzy

► To cite this version:

Paulin Landouzy. Evaluation de la réponse sérologique du canard à la vaccination contre l'influenza aviaire hautement pathogène avec le vaccin Volvac® B.E.S.T. AI+ND : étude dans 40 élevages de l'étage production en France. Sciences du Vivant [q-bio]. 2024. dumas-04846819

HAL Id: dumas-04846819

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04846819v1>

Submitted on 18 Dec 2024

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

ANNÉE 2024 - Thèse n°90

**ÉVALUATION DE LA RÉPONSE SÉROLOGIQUE DU
CANARD SUITE À LA VACCINATION CONTRE
L'INFLUENZA AVIAIRE HAUTEMENT PATHOGÈNE
AVEC LE VACCIN VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND**
Étude dans 40 élevages de l'étage production en France

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement

devant l'UFR de Médecine de l'Université de Nantes

le vendredi 18 octobre 2024

par

Paulin LANDOUZY

Sous la direction de

Catherine BELLOC

Président du jury : Monsieur Hervé POULIQUEN, *Professeur de Pharmacie et Toxicologie à Oniris VetAgroBio Nantes*

Membres du jury : Madame Catherine BELLOC, *Professeure de Médecine des Animaux Monogastriques d'Élevage à Oniris VetAgroBio Nantes*

Madame Nathalie RUVOEN-CLOUET, *Professeure de Pathologie infectieuse et Réglementation sanitaire des maladies animales à Oniris VetAgroBio Nantes*

ANNÉE 2024 - Thèse n° 90

**ÉVALUATION DE LA RÉPONSE SÉROLOGIQUE DU
CANARD SUITE À LA VACCINATION CONTRE
L'INFLUENZA AVIAIRE HAUTEMENT PATHOGÈNE
AVEC LE VACCIN VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND**
Étude dans 40 élevages de l'étage production en France

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement

devant l'UFR de Médecine de l'Université de Nantes

le vendredi 18 octobre 2024

par

Paulin LANDOUZY

Sous la direction de

Catherine BELLOC

Président du jury : Monsieur Hervé POULIQUEN, *Professeur de Pharmacie et Toxicologie à Oniris VetAgroBio Nantes*

Membres du jury : Madame Catherine BELLOC, *Professeure de Médecine des Animaux Monogastriques d'Élevage à Oniris VetAgroBio Nantes*

Madame Nathalie RUVOEN-CLOUET, *Professeure de Pathologie infectieuse et Réglementation sanitaire des maladies animales à Oniris VetAgroBio Nantes*

Liste des membres du corps enseignant d'Oniris



Département BPSA Biologie, Pathologie et Sciences de l'Aliment		
Responsable : Emmanuel JAFFRES – Adjointe : Frédérique NGUYEN		
Pharmacologie et Toxicologie	Jean-Claude DESFONTIS (Pr) Yassine MALLEM (Pr) Hervé POULIQUEN (Pr)	Antoine ROSTANG (MC) Meg-Anne MORICEAU (MC Stagiaire) Martine KAMMERER (Pr émérite) Marc GOGNY (Pr émérite)
Physiologie fonctionnelle, cellulaire et moléculaire	Jean-Marie BACH (Pr) Lionel MARTIGNAT (Pr)	Julie HERVE (Pr) Grégoire MIGNOT (MC)
Histologie et anatomie pathologique	Marie-Anne COLLE (Pr) Jérôme ABADIE (MC) Florian CHOCTEAU (MC stagiaire)	Laetitia JAILLARDON (MC) Frédérique NGUYEN (MC) Pierre CORDIER (CERC)
Biochimie alimentaire industrielle	Carole PROST (Pr) Joëlle GRUA (MC)	Clément CATANEO (MC) Alix KHALIL (MC) Laurent LE THUAUT (MC)
Microbiotech	Hervé PREVOST (Pr) Géraldine BOUE (MC) Nabila HADDAD (MC HDR) Emmanuel JAFFRES (MC HDR)	Mathilde MOSSER (MC) Boris MISERY (MC) Raouf TAREB (MC) Judith LORANT (MC stagiaire)
PACENV = VET1	Eléonore BOUGUYON (PRAG) Nicolas BROSSAUD (PRAG)	Charlotte MOCQUARD (PRAG) Aurore CALVEL (PRAG)
Département SAESP Santé des Animaux d'Élevage et Santé Publique		
Responsable : Raphaël GUATTEO – Adjoint : Jean-Michel CAPPELIER		
Élevage, nutrition et santé des animaux domestiques	Nathalie BAREILLE (Pr) François BEAUDEAU (Pr) Christine FOURICHON (Pr)	Juan Manuel ARIZA CHACON (MC) Ségoène CALVEZ (Pr) Aurélien MADOUASSE (MC HDR) Nora NAVARRO-GONZALES (MC)
Infectiologie	Alain CHAUVIN (Pr) Emmanuelle MOREAU (Pr) Nathalie RUVOEN-CLOUET (Pr) Pauline MAISONNASSE (CERC)	Albert AGOULON (MC) Suzanne BASTIAN (MC HDR) Léa LOISEL (AERC) Kenny OBERLE (MC) Nadine RAVINET (MC)
Médecine des animaux d'élevage	Catherine BELLOC (Pr) Raphaël GUATTEO (Pr) Anne RELUN (MC) Aurore BOISHARDY (CERC)	Sébastien ASSIE (MC) Isabelle BREYTON (MC) Mily LEBLANC MARIDOR (MC) Maud ROUAULT (AERC)
Hygiène et qualité des aliments	Jean-Michel CAPPELIER (Pr) Louis DELAUNAY (MC) Bruno LE BIZEC (Pr)	Sofia STRUBBIA (MC) Marie-France PILET (Pr)

Département DSC Sciences cliniques		
Responsable : Olivier GAUTHIER – Adjoint : Marion FUSELLIER		
Anatomie comparée	Eric BETTI (MC) Claude GUINTARD (MC)	
Pathologie chirurgicale et anesthésiologie	Eric AGUADO (Pr) Olivier GAUTHIER (Pr) Eric GOYENVALLE (Pr)	Pierre MAITRE (MC) Caroline TESSIER (MC) Claire DEFOURMSTRAUX (MC)
Dermatologie, parasitologie des carnivores et des équidés, mycologie	Jacques GUILLOT (Pr) Emmanuel BENSIGNOR (Pr Ass) Vincent BRUET (MC)	Sabrina VIEU (AERC) Maria Dolores SANCHEZ (CERC)
Médecine interne, imagerie médicale et législation professionnelle vétérinaire	Anne COUROUCE (Pr) Jack-Yves DESCHAMPS (Pr) Françoise ROUX (Pr) Juan HERNANDEZ-RODRIGUEZ (Pr Ass) Nora BOUHSINA (MC)	Nicolas CHOUIN (MC) Amandine DRUT (MC) Marion FUSELLIER-TESSON (Pr) Catherine IBISCH (MC HDR) Aurélia LEROUX (MC) Odile SENECAT (MC)
Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Jean-François BRUYAS (Pr) François FIENI (Pr)	Djemil BENCHARIF (Pr) Lamia BRIAND (Pr)
Département GPA Génie des procédés alimentaires		
Responsable : Vanessa JURY – Adjointe : Cyril TOUBLANC		
Lionel BOILLEREAUX (Pr) Sébastien CURET-PLOQUIN (Pr) Marie DE LAMBALLERIE (Pr) Francine FAYOLLE (Pr) Michel HAVET (Pr)	Alain LEBAIL (Pr) Olivier ROUAUD (Pr) Kévin CROUVISIER-URION (MC) Vanessa JURY (Pr) Emilie KORBEL (MC)	Jean-Yves MONTEAU (MC HDR) Eve-Anne NORWOOD (MC) Raphaël PORYLES (MC) Laurence POTTIER (MC) Cyril TOUBLANC (MC)
PAC-ING	Cyril Gaillard (PCEA)	
Département MSC Management, statistiques et communication		
Responsable : Jean-Michel GALHARRET – Adjointe : Sibylle DUCHAINE		
Mathématiques, statistiques, informatique	Chantal THORIN (Pr Ag) Evelyne VIGNEAU (Pr) Jean-Michel GALHARRET (MC)	Véronique CARIOU (Pr) Benjamin MAHIEU (MC) Michel SEMENOU (MC)
Economie, gestion, législation	Jean-Marc FERRANDI (Pr) Pascal BARILLOT (MC) Ibrahima BARRY (MC) Florence BEAUGRAND (MC) Franck INSGNARES (IE)	Sibylle DUCHAINE (MC) Sonia MAHJOUB (MC) Samira ROUSSELIERE (MC) Christophe PAPINEAU (Ens. Cont.)
Langues et communication	Marc BRIDOU (PLPA) David GUYLER (Ens. Cont.) Nathalie GOODENOUGH (PCEA) Patricia JOSSE (Ens. Cont.)	Shaun MEEHAN (Ens. Cont.) Linda MORRIS (PCEA) Ian NICHOLSON (ENS. Cont.)
Formations Techniciens supérieurs		
Responsable : Laurence FRERET		
	Laurence FRERET (PCEA) Françoise BRICHET (IAE) Christophe CARON (PLPA) Virginie MAGIN (Ens. cont.)	

Pr Ag : Professeur Agrégé, Pr : Professeur, MC : Maître de Conférence, MCC : MC contractuel,
 PLPA : Professeur Lycée Professionnel Agricole, PCEA : Professeur Certifié Enseignement Agricole,
 HDR : Habilité à Diriger des Recherches, CERC : Chargé d'Enseignement et de Recherche Contractuel, Ens.
 Cont. : Enseignant Contractuel

La reproduction d'extraits de cette thèse est autorisée avec mention de la source.

Toute reproduction partielle doit être fidèle au texte utilisé.

Cette thèse devra donc être citée en incluant les éléments bibliographiques suivants :

Nom et prénom de l'auteur : Paulin Landouzy

Année de soutenance : 2024

Titre de la thèse : Évaluation de la réponse sérologique du canard suite à la vaccination contre l'influenza aviaire hautement pathogène avec le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND - Étude dans 40 élevages de l'étage production en France

Intitulé du diplôme : Thèse de doctorat vétérinaire

Université de soutenance : Faculté de Médecine de Nantes

École de soutenance : Oniris VetAgroBio Nantes - École Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation, Nantes-Atlantique

Nombre de pages : 193 p.

Remerciements

AUX MEMBRES DU JURY,

À Monsieur Hervé Pouliquen

Docteur Vétérinaire, PhD, Dipl. ECVPT, Professeur et Directeur des Formations, Oniris VetAgroBio Nantes

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse. Pour l'écoute attentive que vous accordez aux étudiants de cet établissement. Merci pour la qualité des échanges formels et informels que nous avons pu avoir au cours de ma scolarité à Oniris.

Hommage respectueux.

À Madame Catherine Belloc

Docteure Vétérinaire, PhD, Dipl. ECPHM, Professeure, Oniris VetAgroBio Nantes

Pour avoir accepté de diriger ce travail. Pour votre engagement sans faille à mes côtés durant tout le processus ayant abouti à ce document. Merci pour votre bonne humeur et pour les discussions enrichissantes sur de nombreux sujets.

Sincères remerciements.

À Madame Nathalie Ruvoën-Clouet

Docteure Vétérinaire, PhD, Dipl. ECVPH-PM, Professeure, Oniris VetAgroBio Nantes

Pour avoir accepté de participer à mon jury de thèse, pour votre disponibilité et votre expertise.

Sincères remerciements.

AUX PARTENAIRES DE CE TRAVAIL,

À Boehringer Ingelheim Animal Health France

Pour avoir financé ce travail.

Sincères remerciements.

À Messieurs Thomas Delquigny et Guillaume Perreul

Docteurs Vétérinaires, respectivement Responsable Technique et Marketing Aviaire et Responsable Technique Aviaire, Boehringer Ingelheim Animal Health France

Pour m'avoir offert l'immense opportunité de travailler sur ce sujet d'actualité. Merci pour votre encadrement, votre grande disponibilité, votre bonne humeur et la passion communicative de votre métier.

Sincères remerciements.

À Madame Laurence Moncaubeig

Docteure Vétérinaire, Chêne Vert, Cabinet des Essarts-en-Bocage

Pour avoir accepté de participer à ce travail. Pour ton engagement et ta disponibilité pour qu'il avance rapidement. Merci de m'avoir transmis un petit bout de ton savoir. Merci aussi pour ton sourire et ton rire communicatifs qui ont rendu mes journées passées avec ton équipe encore plus agréables.

Remerciements chaleureux.

À Monsieur Jocelyn Marguerie

Docteur Vétérinaire, Réseau Cristal, Cabinet Fili@vet, Bressuire

Pour avoir accepté de participer à ce travail. Merci pour ta disponibilité et ta relecture attentive du manuscrit. Merci de m'avoir réservé un si bon accueil au sein de votre structure.

Remerciements chaleureux.

À Messieurs François Landais et Léni Corrand

Docteurs Vétérinaires, Anibio, Clinique Abiopole, Arzacq-Arraziguet

Pour avoir accepté de participer à ce travail. Pour m'avoir réservé un accueil chaleureux sur vos terres du Sud-Ouest. Pour vos réponses toujours rapides et précises à mes questions.

Remerciements chaleureux.

À Madame Hélène Esqurial

Docteure Vétérinaire, Réseau Cristal, Cabinet SOCSA Élevage 40, Amou

Pour avoir accepté de participer à ce travail. Pour le très bon accueil réservé dans votre structure.

Merci pour tes réponses à mes nombreuses sollicitations.

Remerciements chaleureux.

Aux autres vétérinaires avicoles côtoyés durant ce travail

Docteurs Paul Arnaud, Baptiste Arnaud (Chêne Vert, Essarts-en-Bocage)

Docteur Matthieu Froget (Chêne Vert, Secondigny)

Docteurs Pauline Bernard, Marc Garçon, Nicolas (Réseau Cristal Fili@vet, Bressuire)

Docteurs Charley Babin, Jérôme Durand (Réseau Cristal Labovet, Beaupréau)

Docteurs Charles Facon, Éric Sourdin (Réseau Cristal Labovet, Les Herbiers)

Pour avoir participé de près ou de loin à la réalisation des prélèvements et au recrutement des élevages. Merci pour votre disponibilité, votre investissement et votre accueil chaleureux dans vos structures respectives.

Sincères remerciements.

À Mesdames Marina Gaimard et Stéphanie Lesceu

Respectivement Cheffe de projet R&D ELISA et Cheffe de produit aviaire, Innovative Diagnostics

Pour avoir analysé en un temps record l'ensemble des sérums récoltés. Merci pour votre disponibilité et vos réponses à mes nombreuses questions.

Sincères remerciements.

Aux éleveuses et éleveurs de canards rencontrés

Pour avoir accepté de participer à cette étude. Pour m'avoir ouvert avec gentillesse et passion les portes de vos élevages. Merci de m'avoir transmis un bout de votre quotidien.

Remerciements infinis.

À Monsieur Jean-Luc Guérin

Docteure Vétérinaire, PhD, Dipl. ECPVS, Professeur, École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pour vos conseils et votre regard avisé lors de la conception et la finalisation de ce travail.

Sincères remerciements.

À Mesdames Emmanuelle Blandin et Anne-Sophie Noël

Techniciennes de Formation et de Recherche, Laboratoire de Médecine des Animaux d'Élevage d'Oniris

Pour votre accompagnement bienveillant dans la réalisation des manipulations techniques et dans les questionnements logistiques. Merci pour votre gentillesse et votre disponibilité.

Sincères remerciements.

Table des matières

Liste des membres du corps enseignant d'Oniris.....	3
Remerciements	6
Table des matières.....	8
Table des annexes	13
Table des figures.....	14
Table des tableaux	17
Table des abréviations et des sigles.....	19
INTRODUCTION.....	22
ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE.....	23
1. Production et élevage des canards en France	24
1.1. Espèces élevées et produits de l'élevage	24
1.1.1. <i>Canards de chair</i>	24
1.1.2. <i>Canards gras</i>	24
1.1.3. <i>Produits de l'élevage</i>	25
1.2. Organisation générale des filières	27
1.3. Conduite de l'élevage de canards : phases et logement	28
1.3.1. <i>Phases de démarrage et de croissance</i>	28
1.3.2. <i>Phase de gavage</i>	30
1.4. Modes d'élevage	32
1.4.1. <i>Production conventionnelle</i>	32
1.4.2. <i>Label rouge</i>	32
1.4.3. <i>Indication géographique protégée</i>	32
1.4.4. <i>Agriculture biologique</i>	33
1.5. Exemples d'interventions zootechniques et sanitaires en élevage	34
1.5.1. <i>Traitement du bec et des griffes</i>	34
1.5.2. <i>Vaccinations</i>	34
1.6. Performances technico-économiques des élevages	35
1.7. Marché des productions.....	35
1.7.1. <i>Production « foie gras »</i>	35
1.7.2. <i>Production « canard de chair »</i>	35
2. Le virus influenza aviaire : considérations virologiques, épidémiologiques et réglementaires appliquées au canard	37
2.1. Taxonomie	37
2.2. Structure virale	37

2.3. Nomenclature internationale	38
2.4. Tropisme viral.....	38
2.5. Cycle viral	39
2.6. Variabilité antigénique.....	40
2.6.1. Glissement antigénique ou <i>antigenic drift</i>	40
2.6.2. Cassure antigénique ou <i>antigenic shift</i>	41
2.7. Pouvoir pathogène	42
2.7.1. Détermination de la pathogénicité : létalité, IPIV et séquençage	42
2.7.2. Facteurs de variation de la pathogénicité.....	42
2.8. Présentations cliniques et lésionnelles.....	43
2.8.1. Signes cliniques de l'infection IAHP.....	43
2.8.2. Signes cliniques de l'infection IAHP	43
2.8.3. Lésions macroscopiques.....	44
2.9. Éléments d'épidémiologie et d'historique concernant les virus influenza aviaires hautement pathogènes.....	45
2.9.1. Écologie des virus IAHP.....	45
2.9.2. Rôle des élevages de canards dans l'épidémiologie des virus influenza aviaires en France	47
2.9.3. Les épizooties aviaires à IAHP A(H5Nx)	49
2.9.3. L'évolution des virus du clade 2.3.4.4b depuis 2020.....	56
2.10. Aspects réglementaires	57
2.10.1. Mesures préventives	57
2.10.2. Mesures de police sanitaire.....	64
3. Particularités immunologiques des Anatidés et réponse à l'infection par le virus de l'IAHP	73
3.1. Organisation générale du système lymphoïde du canard	73
3.1.1. Organes lymphoïdes primaires.....	73
3.1.2. Organes lymphoïdes secondaires.....	75
3.2. Particularités de la réponse immunitaire du canard à l'infection par les virus influenza	77
3.2.1. Immunité innée.....	77
3.2.2. Immunité adaptative	79
4. Déploiement de la vaccination contre l'influenza aviaire hautement pathogène en France	82
4.1. Un historique international de vaccination contre l'influenza aviaire.....	82
4.1.1. À l'échelle internationale.....	82
4.1.2. À l'échelle européenne.....	82
4.2. Le « traumatisme » de l'épizootie de 2022 : éléments de contexte	83
4.2.1. Débordement des capacités d'abattage et d'élimination des cadavres	83
4.2.2. « Sursollicitation » des services de l'État	84

4.2.3. La détresse psychologique des éleveurs	84
4.2.4. Danger pour l'étagé sélection-multiplication.....	84
4.2.5. Conséquences économiques de l'épizootie 2021-2022	85
4.3. Un changement de paradigme sanitaire et politique international.....	85
4.4. Une mobilisation des acteurs français	86
4.4.1. Une première réflexion menée par les professionnels du secteur	86
4.4.2. Mise en place d'un plan d'action gouvernemental	87
4.4.3. Avis de l'Anses	87
4.4.4. Expérimentation de la vaccination chez les canards mulards.....	92
4.5. Stratégie vaccinale	94
4.6. La vaccination sur le terrain.....	94
4.6.1. Les vaccins utilisés.....	94
4.6.2. Schéma vaccinal	98
4.6.3. Les interventions vaccinales en pratique.....	99
4.7. Surveillance post-vaccinale.....	101
4.7.1. Surveillance passive renforcée.....	102
4.7.2. Surveillance active.....	102
4.8. Évaluer la réponse immunitaire induite par la vaccination	103
4.8.1. Épreuves infectieuses ou challenge tests	103
4.8.2. Tests sérologiques.....	104
4.8.3. Premiers résultats sérologiques suite à la vaccination.....	107
4.9. Bilan de la vaccination et situation épidémiologique à date	108
4.9.1. Bilan de la vaccination.....	108
4.9.2. Situation dans le compartiment « domestique ».....	108
4.9.2. Situation dans le compartiment « sauvage ».....	110

ÉTUDE EXPÉRIMENTALE.....111

1. Contexte et objectifs.....112

2. Matériels et méthodes.....112

2.1. Recrutement des élevages et critères d'inclusion.....	112
2.1.1. Cabinets vétérinaires avicoles partenaires	112
2.1.2. Critères d'inclusion.....	113
2.1.3. Critères d'exclusion	113
2.1.4. Bilan du recrutement.....	113
2.2. Prélèvements en élevage et préparation des sérums	114
2.3. Analyses sérologiques.....	115
2.4. Recueil de données sur les élevages et lots étudiés.....	116
2.6. Analyse des données	116

2.7. Contributions à l'étude	117
3. Résultats	118
3.1. Profils des élevages recrutés et des lots étudiés	118
3.1.1. Répartition géographique des élevages	118
3.1.2. Activités des exploitations.....	118
3.1.3. Organisations de production.....	119
3.1.4. Données sur les lots étudiés	120
3.2. Facteurs influençant la réponse sérologique anti-H5 à P1.....	130
3.2.1. Effet de l'espèce sur la réponse sérologique anti-H5 à P1	130
3.2.2. Effet de l'élevage sur la réponse sérologique anti-H5 à P1	130
3.2.3. Effets d'éléments en faveur d'une circulation virale IA sur le lot	132
3.2.4. Effet du bassin de production sur la réponse sérologique anti-H5 à P1	136
3.2.5. Effet de l'âge à la V1 sur la réponse sérologique anti-H5 à P1.....	136
3.2.6. Effet de l'âge à la V2 sur la réponse sérologique anti-H5 à P1.....	137
3.2.7. Effet de l'intervalle V1-V2 sur la réponse sérologique anti-H5 à P1.....	138
3.2.8. Effet d'autres protocoles vaccinaux sur la réponse sérologique anti-H5 à P1	139
3.2.9. Effet d'évènements pathologiques sur la réponse sérologique anti-H5 à P1.....	140
3.2.10. Effet de traitements antibiotiques sur la réponse sérologique anti-H5 à P1.....	141
3.2.11. Effet d'interventions zootechniques sur la réponse sérologique anti-H5 à P1.....	142
3.2.12. Effet de la qualité du démarrage sur la réponse sérologique anti-H5 à P1.....	142
3.2.13. Effet de la taille du lot sur la réponse sérologique anti-H5 à P1.....	143
3.3. Facteurs influençant la réponse sérologique anti-H5 à P2.....	144
3.3.1. Effet de l'espèce sur la réponse sérologique anti-H5 à P2	144
3.3.2. Effet du bassin de production sur la réponse sérologique anti-H5 à P2	144
3.3.3. Effet de l'élevage sur la réponse sérologique anti-H5 à P2	145
3.3.4. Effet de l'âge à la V1 sur la réponse sérologique anti-H5 à P2.....	146
3.3.5. Effet de l'âge à la V2 sur la réponse sérologique anti-H5 à P2.....	149
3.3.6. Effet de l'intervalle V1-V2 sur la réponse sérologique anti-H5 à P2.....	150
3.3.7. Effet d'autres protocoles vaccinaux sur la réponse sérologique anti-H5 à P2	151
3.3.8. Effet d'évènements pathologiques sur la réponse sérologique anti-H5 à P2.....	152
3.3.9. Effet de traitements antibiotiques sur la réponse sérologique anti-H5 à P2.....	152
3.3.10. Effet d'interventions zootechniques sur la réponse sérologique anti-H5 à P2	153
3.3.11. Effet de la qualité du démarrage sur la réponse sérologique anti-H5 à P2	154
3.3.12. Effet de la taille du lot sur la réponse sérologique anti-H5 à P2.....	154
3.4. Évolution de la réponse sérologique entre P1 et P2	155
3.4.1. En élevages de canards de Barbarie	155
3.4.1. En élevages de canards mulards	156
3.5. Synthèse des résultats	159

4. Discussion	160
4.1. Discussion sur les résultats obtenus	160
4.1.1. <i>L'effet élevage</i>	160
4.1.2. <i>L'effet espèce</i>	161
4.1.3. <i>L'effet bassin de production</i>	161
4.1.4. <i>L'effet d'une circulation virale à influenza A</i>	162
4.1.5. <i>L'effet des calendriers vaccinaux</i>	162
4.1.6. <i>L'effet d'interventions zootechniques</i>	162
4.1.7. <i>L'effet d'autres protocoles vaccinaux</i>	163
4.1.8. <i>L'effet d'événements sanitaires</i>	163
4.1.9. <i>La cinétique sérologique</i>	163
4.1.10. <i>La variabilité dans les titres individuels</i>	163
4.1.11. <i>L'établissement de « valeurs seuils »</i>	164
4.2. Discussion sur la conceptualisation de l'étude et sur l'analyse	164
4.2.1. <i>Les élevages et les lots recrutés</i>	164
4.2.2. <i>Les prélèvements</i>	165
4.2.3. <i>Les protocoles vaccinaux</i>	165
CONCLUSION	166
BIBLIOGRAPHIE	167
ANNEXES	177

Table des annexes

Annexe 1. Comparaison des cahiers des charges des produits du canard d'élevage sous signes de qualité	178
Annexe 2. Performances technico-économiques des élevages de canards en 2021 en France..	180
Annexe 3. Modèle de compte-rendu de vaccination, SNGTV	181
Annexe 4. Modèle de compte-rendu de vaccination, Chêne Vert Conseil	182
Annexe 5. Questionnaires de visite d'élevage.....	183
Annexe 6. Distribution des titres individuels	187
Annexe 7. Diagrammes en violon des titres en anticorps à P1 dans les élevages de canards de Barbarie (A) et de canards mulards (B)	188
Annexe 8. Diagrammes en violon des titres en anticorps à P2 dans les élevages de canards de Barbarie (A) et de canards mulards (B)	189

Table des figures

Figure 1. Représentation schématique de l'organisation des deux filières canards en France.....	27
Figure 2. Aire de l'indication géographique protégée (IGP) « Canard à foie gras du Sud-Ouest »	33
Figure 3. Marché des productions de la filière « foie gras » française.....	36
Figure 4. Représentation schématique d'une particule virale d'Influenza de type A.....	38
Figure 5. Cycle viral d'un virus influenza de type A.	40
Figure 6. Variabilité antigénique des virus Influenza de type A.....	41
Figure 7. Évolution du nombre de cas humains d'infections à A(H5N1) de 2003 à 2024 dans le monde	47
Figure 8. Distribution de la densité des élevages de palmipèdes par commune dans le Sud-Ouest de la France.	48
Figure 9. Cartographie des foyers d'IAHP déclarés en élevages de volailles en France (Sud-Ouest) entre novembre 2015 et septembre 2016.	52
Figure 10. Cartographie des foyers d'IAHP déclarés en élevages de volailles en France entre novembre 2016 et mars 2017.	53
Figure 11. Cartographie des foyers et des cas d'IAHP recensés en France entre novembre 2020 et mai 2021.	53
Figure 12. Évolution géographique des foyers et des cas d'IAHP recensés en France de début novembre 2021 à (A) début février 2022, (B) fin mars 2022 et (C) fin mai 2022.....	55
Figure 13. Cartographie des foyers et des cas d'IAHP recensés en France entre début août 2022 et début juillet 2023.	55
Figure 14. Cartographie des zones à risque particulier (ZRP, gris) et des zones à risque de diffusion (ZRD, jaune) du virus influenza aviaire hautement pathogène en France.	59
Figure 15. Zonage autour d'un foyer confirmé d'IAHP.	66
Figure 16. Anatomie et histologie du thymus aviaire.	73
Figure 17. Structure histologique de la bourse cloacale.	74
Figure 18. Structure d'un nœud lymphatique de canard.....	75
Figure 19. Dissection d'un œil de canard de Barbarie mettant en évidence la glande de Harder en vue ventrale.	77
Figure 20. Structure des immuno-globulines sécrétées du canard.....	80
Figure 21. Frise chronologique du déploiement de la vaccination contre l'influenza aviaire hautement pathogène en France.....	88
Figure 22. Schéma de l'organisation physique des animaleries et de la répartition des canards lors des essais de transmission virale post-vaccination.	93
Figure 23. Scénarios de surveillance post-vaccination active dans le cas d'élevage en bande unique ou en multi-bandes. 102	
Figure 24. Représentation schématique des étapes de réalisation d'un test ELISA indirect.	106
Figure 25. Évolution des titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 chez (A) 15 canards de Barbarie et (B) 15 canards mulards vaccinés en station expérimentale à J10 et à J28.....	107
Figure 26. Nombre de canards ayant reçu au moins une dose vaccinale contre l'IAHP selon la région, du lancement de la campagne vaccinale au 1er août 2024.	108
Figure 27. Comparaison de l'évolution du nombre de foyers d'IAHP déclarés en élevages de volailles dans les 5 pays européens les plus touchés au cours des saisons (A) 2022-2023 et (B) 2023-2024.	109
Figure 28. Cartographie des foyers d'IAHP recensés en élevages en France entre le 27 novembre 2023 et le 16 janvier 2024.	110
Figure 29. Représentation graphique de la chronologie du protocole expérimental.	114
Figure 30. Répartition géographique des élevages de canards recrutés.....	118
Figure 31. Activités d'élevage des exploitations de l'étude.	119
Figure 32. Organisations de production, groupements de producteurs ou coopératives représentées dans notre échantillon d'élevages selon l'espèce et, pour l'espèce mulard, selon le bassin de production.	119
Figure 33. Effectifs des lots de canards de Barbarie (mâles et femelles) des 20 élevages.....	120
Figure 34. Distribution des effectifs des lots de canards de Barbarie.....	120
Figure 35. Effectifs des lots de canards mulards des 20 élevages, selon le bassin de production.	121
Figure 36. Distribution des effectifs des lots de canards mulards.....	121
Figure 37. Accouvoirs d'origine des lots étudiés, selon l'espèce et, pour l'espèce mulard, selon le bassin de production... 121	
Figure 38. Densité à la mise en place dans les lots de (A) canards de Barbarie et de (B) canards mulards.	122

Figure 39. Modalités d'épointage du bec (A) et de traitement des griffes (B) dans les élevages.	122
Figure 40. Type de vaccin utilisé contre la parvovirose du canard de Barbarie et la maladie de Derzsy au couvoir (gauche) et en élevage (droite)	123
Figure 41. Distribution des âges à la vaccination 1 dans les lots de canards de Barbarie et de canards mulards.	125
Figure 42. Distribution des âges à la vaccination 2 dans les lots de canards de Barbarie et de canards mulards.	125
Figure 43. Distribution du nombre de jours entre les deux vaccinations (intervalle V1-V2) dans les lots de canards de Barbarie et de canards mulards.....	125
Figure 44. Répartition des sociétés de prestations avicoles (A à P) ou des éleveurs ayant réalisé les vaccinations (V1, V2) sur les lots étudiés.....	126
Figure 45. Types de seringues utilisées pour la vaccination selon l'espèce, et pour l'espèce mulard, selon le bassin de production.	126
Figure 46. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon l'espèce à P1 (Barbarie vs. mulard).....	130
Figure 47. Titres individuels en anticorps chez les canards mulards connus positifs au test ELISA NP et ceux supposés négatifs.	133
Figure 48. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 dans les élevages de canards de Barbarie (A) et les élevages de canards mulards (B) lors du prélèvement 1.	134
Figure 49. Titres individuels en anticorps à P1 chez les canards mulards en fonction du bassin de production d'implantation de l'élevage.....	136
Figure 50. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'âge à la V1 chez les canards de Barbarie.	136
Figure 51. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'âge à la V1 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).	137
Figure 52. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'âge à la V2 chez les canards de Barbarie.	137
Figure 53. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'âge à la V2 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).	138
Figure 54. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'intervalle V1-V2 chez les canards de Barbarie.	138
Figure 55. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'intervalle V1-V2 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).....	139
Figure 56. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 à P1 selon le protocole reçu contre les parvoviroses chez les canards de Barbarie.....	140
Figure 57. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon le statut sanitaire des animaux avant P1.	140
Figure 58. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon que les canards de Barbarie ont fait l'objet (AB+) ou non (AB-) d'une antibiothérapie	141
Figure 59. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 chez les canards de Barbarie, selon le lieu de traitement des griffes des animaux.	142
Figure 60. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de la mortalité au démarrage chez les canards de Barbarie.	143
Figure 61. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon l'espèce à P2 (Barbarie vs. mulard).....	144
Figure 62. Titres individuels en anticorps à P2 chez les canards mulards en fonction du bassin de production d'implantation de l'élevage.....	144
Figure 63. Titres individuels en anticorps à P2 en fonction de l'âge à la V1 chez les canards de Barbarie.	146
Figure 64. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 dans les élevages de canards de Barbarie (A) et les élevages de canards mulards (B) lors du prélèvement 2.	147
Figure 65. Titres individuels en anticorps à P2 selon l'âge à la V1 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).	149
Figure 66. Titres individuels en anticorps à P2 en fonction de l'âge à la V2 chez les canards de Barbarie.	149
Figure 67. Titres individuels en anticorps à P2 en fonction de l'âge à la V2 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).	150
Figure 68. Titres individuels en anticorps à P2 en fonction de l'intervalle V1-V2 chez les canards de Barbarie.	150
Figure 69. Titres individuels en anticorps à P2 en fonction de l'intervalle V1-V2 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).....	151
Figure 70. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 à P2 selon le protocole reçu contre les parvoviroses chez les canards de Barbarie.....	151
Figure 71. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon le statut sanitaire des canards de Barbarie.	152
Figure 72. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon que les canards de Barbarie ont fait l'objet (AB+) ou non (AB-) d'une antibiothérapie	153

Figure 73. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 chez les canards de Barbarie à P2, selon le lieu de dégriffage des animaux.....	153
Figure 74. Titres individuels en anticorps dirigés contre la protéine H5 à P2 selon la taille du lot.....	154
Figure 75. Titre moyen de chaque lot de canards de Barbarie à P2 en fonction de son titre moyen à P1	155
Figure 76. Titre moyen de chaque lot de canards mulards à P2 en fonction de son titre moyen à P1	157
Figure 77. Évolution des titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 dans les élevages de canards de Barbarie (A) et les élevages de canards mulards (B) entre les deux prélèvements P1 et P2.....	158

Table des tableaux

Tableau I. Liste non exhaustive des viandes issues du canard d'élevage.	25
Tableau II. Liste non exhaustive des produits de l'élevage de canards engraisés par gavage.	26
Tableau III. Principales recommandations communes concernant le logement.	29
pour l'élevage des canards de Barbarie, Pékin et mulards.	29
Tableau IV. Caractéristiques minimales requises des logements des canards gras en phase de gavage.	30
Tableau V. Comparaison des logements d'élevage selon l'espèce de canard élevée.	31
Tableau VI. Les trois vagues d'épizooties à virus H5Nx dans le monde, d'après Shi et al., 2023.	50
Tableau VII. Les quatre vagues d'épizooties à virus H5Nx dans le monde.	50
jusqu'en 2017, d'après Lee et al., 2021.	50
Tableau VIII. Définition des catégories de maladies réglementées définies au sein de l'Union européenne et des obligations inhérentes.	57
Tableau IX. Contenu minimal du plan de biosécurité en établissement détenant des volailles ou des oiseaux captifs et du système de management de la biosécurité.	58
par les organismes de production avicole.	58
Tableau X. Mesures associées aux niveaux de risque négligeable, modéré et élevé d'influenza aviaire.	59
Tableau XI. Conditions de mise en place de la surveillance événementielle classique ou renforcée dans l'avifaune sauvage en France selon le niveau de risque et le type de zone réglementée.	61
Tableau XII. Anciens seuils de diminution des consommations d'eau et d'aliment et de chute de ponte à partir desquels le détenteur d'un troupeau de 1000 oiseaux ou plus devait prévenir son vétérinaire sanitaire.	61
Tableau XIII. Seuils de mortalité à partir desquels le détenteur d'un troupeau de 1000 oiseaux ou plus devait prévenir son vétérinaire sanitaire.	63
Tableau XIV. Mesures mises en œuvre dans le foyer confirmé d'IAHP.	67
Tableau XV. Mesures mises en œuvre dans les zones de protection.	68
et de surveillance définies dans l'APDI.	68
Tableau XVI. Mesures renforcées applicables dans les zones réglementées dans un contexte de niveau de risque élevé.	69
Tableau XVII. Modalités de surveillance des volailles en situation.	71
de repeuplement d'un ex-foyer d'IAHP.	71
Tableau XVIII. Principales caractéristiques connues des immunoglobulines du canard.	80
Tableau XIX. Niveaux de risque associés aux modes d'élevages des volailles.	90
pour l'introduction des virus IAHP.	90
Tableau XX. Niveaux de risque associés aux modes d'élevages des volailles.	90
pour la diffusion des virus IAHP.	90
Tableau XXI. Cibles de la stratégie vaccinale préventive contre l'influenza aviaire hautement pathogène en France métropolitaine (hors Corse), au 18 mai 2024.	95
Tableau XXII. Caractéristiques minimales auxquelles doivent répondre.	95
les candidats vaccins aux appels d'offres.	95
Tableau XXIII. Schéma vaccinal contre l'influenza aviaire hautement pathogène chez les canards avec le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND (Boehringer Ingelheim) en France.	98
Tableau XXIV. Modalités de surveillance post-vaccinales.	103
contre l'influenza aviaire hautement pathogène en France.	103
Tableau XXV. Répartition des élevages sélectionnés selon la clientèle d'origine.	112
Tableau XXVI. Calendriers vaccinaux contre l'influenza aviaire hautement pathogène appliqués dans les 20 élevages de Barbarie (gauche) et les 20 élevages de mulards (droite) de notre étude.	124
Tableau XXVII. Examens nécropsiques et bactériologiques réalisés sur certains des lots de l'étude.	128
Tableau XXVIII. Traitements antibiotiques administrés et âges d'administration.	129
Tableau XXIX. Titre moyen en anticorps dirigés contre la protéine H5, coefficient de variation (%) et nombre de sérums positifs (n = 20) de chaque lot de canards de Barbarie lors du prélèvement P1.	131
Tableau XXX. Titre moyen en anticorps dirigés contre la protéine H5, coefficient de variation (%) et nombre de sérums positifs (n = 20) de chaque lot de canards mulards lors du prélèvement P1.	132
Tableau XXXI. Résultats du test ELISA compétitif réalisé sur les sérums des élevages B01 et B07 à P1 et à P2 pour la détection d'anticorps dirigés contre la nucléoprotéine virale de l'influenza A.	132
Tableau XXXII. Résultats du test ELISA compétitif réalisé sur les sérums d'élevages de canards mulards à P1 et à P2 pour la détection d'anticorps dirigés contre la nucléoprotéine virale de l'influenza A.	133

Tableau XXXIII. Table de comparaison des titres en anticorps des 20 élevages de canards de Barbarie lors du prélèvement P1.	135
Tableau XXXIV. Table de comparaison des titres en anticorps des 20 élevages de canards mulards lors du prélèvement P1.	135
Tableau XXXV. Titre moyen en anticorps dirigés contre la protéine H5, coefficient de variation (%) et nombre de sérums positifs (n = 20) de chaque lot de canards de Barbarie lors du prélèvement P2.	145
Tableau XXXVI. Titre moyen en anticorps dirigés contre la protéine H5, coefficient de variation (%) et nombre de sérums positifs (n = 20) de chaque lot de canards mulards lors du prélèvement P2.	146
Tableau XXXVII. Table de comparaison des titres en anticorps des 20 élevages de canards de Barbarie lors du prélèvement P2.	148
Tableau XXXVIII. Table de comparaison des titres en anticorps des 20 élevages de canards mulards lors du prélèvement P2.	148
Tableau XXXIX. Évolution des titres en anticorps anti-H5 dans les élevages de canards de Barbarie entre P1 et P2.	155 155
Tableau XL. Évolution de la positivité des sérums dans les élevages de canards de Barbarie entre P1 et P2.	156 156
Tableau XLI. Évolution des titres en anticorps anti-H5 dans les élevages de canards mulards entre P1 et P2.	156 156
Tableau XLII. Évolution de la positivité des sérums dans les élevages de canards mulards entre P1 et P2.	157 157
Tableau XLIII. Synthèse des résultats des analyses statistiques à P1.	159
Tableau XLIV. Synthèse des résultats des analyses statistiques à P2.	159

Table des abréviations et des sigles

Influenza A(HxNy)	Virus influenza de type A et de sous type HxNy
AMM	Autorisation de mise sur le marché
ANMV	Agence nationale du médicament vétérinaire
Anses	Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail
ANVOL	Association Nationale interprofessionnelle de la Volaille de chair
APDI	Arrêté Préfectoral portant Déclaration d'Infection
APMS	Arrêté Préfectoral de Mise sous Surveillance
ARNsb	Acide ribonucléique simple brin
ATU	Autorisation temporaire d'utilisation
BXX	Elevage de canards de Barbarie numéro XX
CDC	<i>Centers for Disease Control and Prevention</i>
CE	Commission européenne
CGAAER	Conseil général de l'alimentation, de l'agriculture et des espaces ruraux
CICAR	Comité Interprofessionnel du Canard à Rôtir
CIFOG	Comité Interprofessionnel des Palmipèdes à Foie Gras
COFIL	Comité de pilotage
COSUI	Comité de suivi
COVARS	Comité de veille et d'anticipation des risques sanitaires
CV	Coefficient de variation
DDecPP	Direction Départementale en charge de la Protection des Populations
DGAL	Direction Générale de l'Alimentation
DO	Densité optique
DIVA	<i>Differentiating Infected from Vaccinated Animals</i>
EFSA	<i>European Food Safety Authority</i>
ELISA	<i>Enzyme-linked immunosorbent assay</i>
ENVT	École nationale vétérinaire de Toulouse
g	gramme
Gs/Gd	Lignée A/Gs/Gd/1/1996 (H5N1)
Plateforme ESA	Plateforme nationale d'Épidémiosurveillance en Santé Animale
FAO	<i>Food and Agriculture Organization of the United Nations</i>
FAOSTAT	<i>Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database</i>
FNSEA	Fédération nationale des syndicats d'exploitants agricoles
H	Hémagglutinine
IAFP	Influenza aviaire faiblement pathogène
Ig (M, A, Y, E, D, G)	Immunoglobuline (isotype M, A, Y, E, D, G)
IgY(Δ Fc)	Forme tronquée d'immunoglobuline Y
IGP	Indication géographique protégée
IAHP	Influenza aviaire hautement pathogène
IFN	Interféron

IHA	Inhibition de l'hémagglutination
IL-x	Interleukine de type x
INAO	Institut national de l'origine et de la qualité
INUAV	Identifiant nationale unique d'un atelier de volailles
INRAE	Institut national de recherche pour l'agriculture, l'alimentation et l'environnement
IPIV	Indice de pathogénicité intraveineux
ITAVI	Institut technique de l'aviculture, pisciculture et cuniculture
kg	kilogramme
LNR	Laboratoire national de référence
LR	Label rouge
MAA	Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
MAAF	Ministère de l'Agriculture, de l'Alimentation et de la Forêt
MASA	Ministère de l'Agriculture et de la Souveraineté Alimentaire
MEP	Mise en place
MSA	Mutualité sociale agricole
MXX	Elevage de canards mulards numéro XX
N	Neuraminidase
NP	Nucléoprotéine
OFB	Office français de la biodiversité
OMS	Organisation mondiale de la Santé
OMSA	Organisation mondiale de la santé animale
PAG	Prêt-à-gaver
PALSO	Association pour la défense et la promotion des produits de palmipèdes à foie gras du Sud-Ouest
PAMP	<i>Pathogen-Associated Molecular Pattern</i>
PISU	Plan d'intervention sanitaire d'urgence
PRR	<i>Pattern Recognition Receptor</i>
P1	Prélèvement 1 (réalisé 14 jours après la deuxième vaccination)
P2	Prélèvement 2 (réalisé aux alentours de 60 jours d'âge)
RIG	<i>Retinoic acid-Inducible Gene</i>
R ₀	Taux de reproduction
RT-qPCR	Reverse transcription quantitative polymerase chain reaction
SNGTV	Société Nationale des Groupements Techniques Vétérinaires
SPF	<i>Specific Pathogen-Free</i>
SYNALAF	Syndicat National des Labels Avicoles de France
TLR	<i>Toll-like receptor</i>
UE	Union européenne
V1	Première injection vaccinale
V2	Deuxième injection vaccinale
WAHIS	<i>World Animal Health Information System</i>
ZP	Zone de protection

ZS	Zone de surveillance
ZRD	Zone à risque de diffusion
ZRP	Zone à risque particulier
ZRS	Zone réglementée supplémentaire
ZRT	Zone réglementée temporaire

INTRODUCTION

Avec près de 1400 foyers déclarés en élevages de volailles en France lors de la saison¹ 2021-2022, le virus de l'influenza aviaire hautement pathogène (IAHP) A(H5N1) de clade 2.3.4.4b (lignée A/goose/Guangdong/1/1996) a entraîné la mise à mort de plus de 21 millions de volailles dans le pays. Déjà lourdement affectées par les crises se succédant depuis 2015, les filières avicoles françaises ont dû affronter une vague inédite, particulièrement étendue et destructrice. Alors que les crises étaient jusqu'alors gérées par des mesures de mise à l'abri et de dépeuplement, cet épisode a constitué un événement sans précédent tant l'application de ces mesures a été compliquée sur le terrain. Dans le même temps, les cas détectés dans le compartiment sauvage augmentent et sont présents lors de périodes auparavant considérées comme l'intersaison (mai - août), laissant craindre un risque d'endémisation du virus dans la faune sauvage locale. Le nombre de cas de franchissement de barrière d'espèce vers les mammifères a également augmenté au niveau international, laissant craindre une augmentation du risque zoonotique.

La France est par ailleurs l'un des premiers pays producteurs de viande de canard au monde, le 1^{er} de foie gras, avec près de 2700 élevages localisés sur son territoire, majoritairement concentrés dans deux bassins de production (Grand Ouest² et Sud-Ouest). Les élevages de palmipèdes, et particulièrement ceux de canards, par leur densité et leur fonctionnement, ont été particulièrement impactés lors des épizooties d'IAHP qui ont touché la France et ont joué un rôle particulier dans la dynamique virale.

L'ampleur des crises subies, leur répétition, leur pénibilité ainsi que les coûts associés ont amené les autorités administratives françaises et les professionnels du secteur à considérer une nouvelle stratégie de prévention contre l'IAHP, complémentaire aux mesures de biosécurité et de mise à l'abri. Une réflexion concernant la vaccination préventive des volailles, jusqu'alors interdite dans l'Union européenne, a été initiée dès le début de l'année 2022. La levée des barrières réglementaires, couplée à l'engagement des différents acteurs publics et privés, a permis à la France d'initier dès le mois d'octobre 2023 une campagne vaccinale inédite ciblant l'ensemble des élevages de canards commerciaux de l'étage production.

Dans ce contexte, l'objectif de cette thèse est de réaliser une évaluation de la réponse immunitaire des canards commerciaux en conditions de terrain suite à cette vaccination.

Dans une première partie, bibliographique, une description de l'élevage et de la production de canards en France sera réalisée puis, les canards domestiques étant particulièrement impliqués dans les crises influenza que la France a traversées, nous rappellerons quelques considérations virologiques, épidémiologiques et réglementaires concernant ces virus. Des éléments d'immunologie des canards permettront ensuite d'appréhender leurs particularités, notamment face à l'infection par les virus influenza. Enfin, des éléments de contexte et les modalités de déploiement de la vaccination préventive contre l'IAHP en France seront présentés.

Dans une seconde partie, expérimentale, nous présenterons l'étude d'évaluation de la réponse sérologique réalisée dans 40 élevages de canards de l'étage production situés dans le Grand Ouest et le Sud-Ouest de la France.

¹ Saison = dans le cadre de l'IAHP, période s'étalant du 1^{er} août de l'année n au 31 juillet de l'année n+1

² Dans la suite du manuscrit, l'appellation « Grand Ouest » fait référence aux départements de Vendée, Loire-Atlantique, Maine-et-Loire et Deux-Sèvres et l'appellation « Sud-Ouest » aux départements des Landes, Pyrénées-Atlantiques, Gers et Hautes-Pyrénées

ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE

*DE L'ÉLEVAGE DU CANARD À SA VACCINATION
CONTRE L'INFLUENZA AVIAIRE HAUTEMENT PATHOGÈNE EN FRANCE*

1. Production et élevage des canards en France

1.1. Espèces élevées et produits de l'élevage

Les principales espèces de canards élevées en France sont le canard Barbarie, le canard mulard et, dans une moindre mesure, le canard Pékin. Ces oiseaux appartiennent à l'ordre des Anseriformes et à la famille des *Anatidae* ([Congrès ornithologique mondial, 2024](#)).

1.1.1. Canards de chair

Le canard de Barbarie est originaire d'Amérique du Sud et est issu du canard musqué (*Cairina moschata*), une espèce sauvage. Sa domestication précéderait l'arrivée de Christophe Colomb sur le continent américain et son introduction en Europe remontrait au XVI^e siècle ([Pingel et al., 2012a](#)). Le canard de Barbarie présente un important dimorphisme sexuel : au stade adulte, le mâle est environ deux fois plus gros que la femelle et présente un développement beaucoup plus important de ses caroncules. Les mâles et les femelles sont généralement élevés en sexes séparés mais dans le même bâtiment. Les femelles sont abattues à l'âge d'environ 10 semaines pour un poids de 2,5 à 3,5 kg et les mâles à 12 semaines pour un poids de 4,5 à 5,5 kg ([ITAVI, 2021a](#)). Le canard de Barbarie est destiné à la filière viande à rôtir et, de manière moins importante, à la production de foie gras. Il est le canard de chair le plus produit en France avec un nombre total de têtes évalué à 24 millions en 2023, pour des lots d'en moyenne 8000 animaux ([Ministère de l'Agriculture et de la Souveraineté Alimentaire \[MASA\], 2023](#)).

Le canard Pékin, originaire de Chine, est issu du canard colvert sauvage (*Anas platyrhynchos*). Il représente encore aujourd'hui une faible part de la production française de viande de canard avec environ 2 millions de têtes en France ([MASA, 2023](#)), dont la majeure partie se concentre en Bretagne. Son faible dimorphisme sexuel, ses vocalises, sa plus forte consommation d'eau et son rendement inférieur en viande en sont des explications possibles ([EFSA Panel on Animal Health and Animal Welfare \[EFSA\], 2023](#)). L'élevage dure de 7 à 8 semaines pour un poids vif final d'environ 4 kg à l'abattage.

1.1.2. Canards gras

Le canard mulard est un hybride stérile issu du croisement d'un canard mâle de Barbarie et d'une femelle Pékin. La stérilité résulte d'une incapacité d'appariement des chromosomes des deux espèces lors de la méiose dans les cellules germinales du canard mulard ([Brun et al., 2005](#)). Il est élevé pour son comportement rustique, ses capacités d'ingestion et les qualités de son foie et de sa viande ([Guy et al., 1995](#)). En raison d'un faible dimorphisme sexuel, le sexage des animaux a lieu au couvoir. Le mâle est destiné à la production de foie gras, magret et confit et la cane est éliminée au couvoir ou destinée à la filière viande à rôtir. La femelle n'est utilisée pour la production de foie gras que dans des cas spécifiques (nécessité d'accroître la production ou de compenser des pertes de mâles lors de crises sanitaires par exemple) car son foie est plus petit, de moins bonne qualité et plus « veineux » que celui des mâles ([Pingel et al., 2012b](#)). Une phase d'élevage de 12 à 13 semaines précède une période de gavage d'environ 11 jours (soit 20 à 23 repas à raison de 2 repas par jour) de manière à obtenir un canard d'environ 5,7-6,4 kg et un foie gras d'environ 500 grammes à l'abattage ([Baéza et al., 2013](#)). Le canard mulard représente plus

de 90% de la production du foie gras français ([Comité interprofessionnel des palmipèdes à foie gras \[CIFOG\], s. d.](#)). En 2020, environ 30 millions de canards mulards ont été mis en place en France pour une moyenne d'environ 5000 animaux par lot ([MASA, 2023](#)).

1.1.3. Produits de l'élevage

En France, les canards sont élevés pour leur **chair** (« canard de chair » ou « canard à rôtir ») et pour leur **foie** (« canard gras » ou « canard gavé »). Comme évoqué plus haut, la principale espèce élevée pour sa chair est le canard de Barbarie mais également le canard de Pékin. La viande de canard, de couleur rouge, se caractérise par une fermeté, une jutosité et une saveur plus intenses que la viande de poulet ([Baéza, 1995](#)). Les mâles sont plutôt commercialisés en découpe et les femelles en carcasse entière (**Tableau I**), même si les demandes du marché peuvent faire varier cette affirmation. Les canards mulards, et plus rarement les canards de Barbarie, sont élevés pour la production de foie gras. Leur viande est également valorisée sous forme de magret ou de confit (**Tableau II**). Dans d'autres pays du monde, les canards sont également élevés pour leurs plumes et leur duvet et pour la production d'œufs de consommation ([Dean & Sandhu, s. d.](#)).

Tableau I. Liste non exhaustive des viandes issues du canard d'élevage.
D'après [règlement \(CE\) n°543/2008](#) ; [Observatoire économique de l'achat public, 2007](#)

Dénomination	Définition
Carcasse de canard	Corps entier du canard après saignée, plumaison et éviscération. Carcasse effilée : carcasse de canard avec tête et avec pattes qui n'a pas subi l'ablation du cœur, du foie, des poumons, du gésier, du jabot ni des reins. La trachée, l'œsophage et le jabot peuvent donc substituer dans la carcasse. Carcasse éviscérée (dite prête à cuire ou PAC) : carcasse de canard totalement éviscérée.
Aiguillette de canard	Filet interne. Vendu seul, il ne peut avoir comme dénomination de vente « filet » ou « blanc ».
Cuisse de canard ou de canette déjointée	Fémur, tibia et péroné avec la masse musculaire les enveloppant. Les deux découpes doivent être pratiquées aux articulations.
Filet de canard ou de canette de Barbarie	Masse pectorale avec peau, avec ou sans aiguillette.
Manchon de canard	Premier segment de l'aile avec peau attenante.
Steak de canard	Tranche de filet sans peau.
Suprême de canette de Barbarie	Moitié de la poitrine sans os avec première phalange de l'aile attenante et avec peau.
Sauté de cuisse de canard	Cuisse coupée en morceaux, sans os, avec ou sans peau attenante.
Abats de canard	Coeur, foie ou gésier de canard

Tableau II. Liste non exhaustive des produits de l'élevage de canards engraisés par gavage.
D'après Commission européenne, 2008 ; Ministère de l'Agriculture et de la Pêche [MAP], 1993 ; Ministère de l'Agriculture [MA], 1986 ; CTCPA, 1997

Dénomination	Définition	Base réglementaire
Foie gras cru de canard	Foie de canard des espèces <i>Cairina muschata</i> ou <i>Cairina muschata</i> x <i>Anas platyrhynchos</i> gavé de façon à produire l'hypertrophie cellulaire du foie. (...) [II] doit présenter une couleur uniforme et doit avoir un poids net d'au moins 300 grammes.	<i>Règlement (CE) n°543-2008 de la Commission du 16 juin 2008</i>
Foie gras de canard entier	Préparation composée d'un foie gras entier ou d'un ou plusieurs lobes de foie gras de canard et d'un assaisonnement.	
Foie gras de canard	Préparation composée de morceaux de lobes de foie gras de canard agglomérés et d'un assaisonnement.	
Bloc de foie gras de canard	Préparation composée de foie gras de canard reconstitué et d'un assaisonnement.	
Parfait de foie de canard	Préparation composée d'au moins 75% de foie gras traité par des moyens mécaniques et un assaisonnement.	<i>Décret n°93-999 du 9 août 1993</i>
Médaille ou pâté de foie de canard	Préparation composée d'au moins 50% de foie gras ou de bloc de foie gras, présenté en noyau entouré d'une farce, et assaisonnées.	
Galantine de foie de canard	Préparation composée d'au moins 50% de foie gras ou de bloc de foie gras mêlé à une farce et assaisonnée.	
Mousse de foie de canard	Préparation composée d'au moins 50% de foie gras mêlé à une farce de façon à donner au produit la texture caractéristique de sa dénomination et assaisonnée.	
Magret de canard	Muscles de la graisse pectorale constituant le filet prélevés sur un canard engraisé par gavage en vue de la production de foie gras. (...) [II] ne comprend pas le muscle de l'aiguillette et doit être présenté avec la peau et la graisse sous-cutanée le recouvrant.	<i>Décret n°86-226 du 18 février 1986</i>
Confit de canard	Conserves et semi-conserves constituées d'ailes et/ou de cuisses de canard engraisé par gavage pour la production de foie gras, préalablement salées, assaisonnées ou non et cuites à coeur dans la graisse, recouverte de graisse de canard avant stabilisation par un traitement thermique approprié.	<i>Décision n°39 d'octobre 1997 du Centre Technique de la Conservation des Produits Agricoles (CTCPA)</i>
Confit de X de canard (X est à remplacer par la pièce anatomique magret, aiguillettes, manchon, gésier ou coeur, à l'exclusion de toute autre partie de l'animal)	Conserves et semi-conserves constituées de magret, d'aiguillettes, de manchon, de gésier ou de coeur de canard engraisé par gavage pour la production de foie gras, préalablement salés, assaisonnés ou non et cuits à coeur dans la graisse, recouverts de graisse de canard avant stabilisation par un traitement thermique approprié.	<i>Décision n°39 d'octobre 1997 du Centre Technique de la Conservation des Produits Agricoles (CTCPA)</i>

1.2. Organisation générale des filières

La production de canards en France est séparée en deux filières distinctes : la filière « canard maigre *ou* canard à rôtir *ou* canard de chair » et la filière « canard gras ». La structuration générale des deux filières (**Figure 1**) est séparée en un étage sélection-multiplication et un étage production. La filière « foie gras » possède la caractéristique de présenter deux modèles coexistants, l'un autour de groupes coopératifs (filière longue, production dite « intégrée »), l'autre, plus traditionnelle avec des éleveurs commercialisant directement leur production (filière courte, éleveurs « autarciques ») (Le Bouquin *et al.*, 2016). Le Comité Interprofessionnel des Palmipèdes à Foie Gras (CIFOG) représente la filière foie gras, le Comité Interprofessionnel du Canard à Rôtir (CICAR) la filière canard à rôtir. Le canard est également représenté dans l'Association Nationale interprofessionnelle de la Volaille de chair (ANVOL).

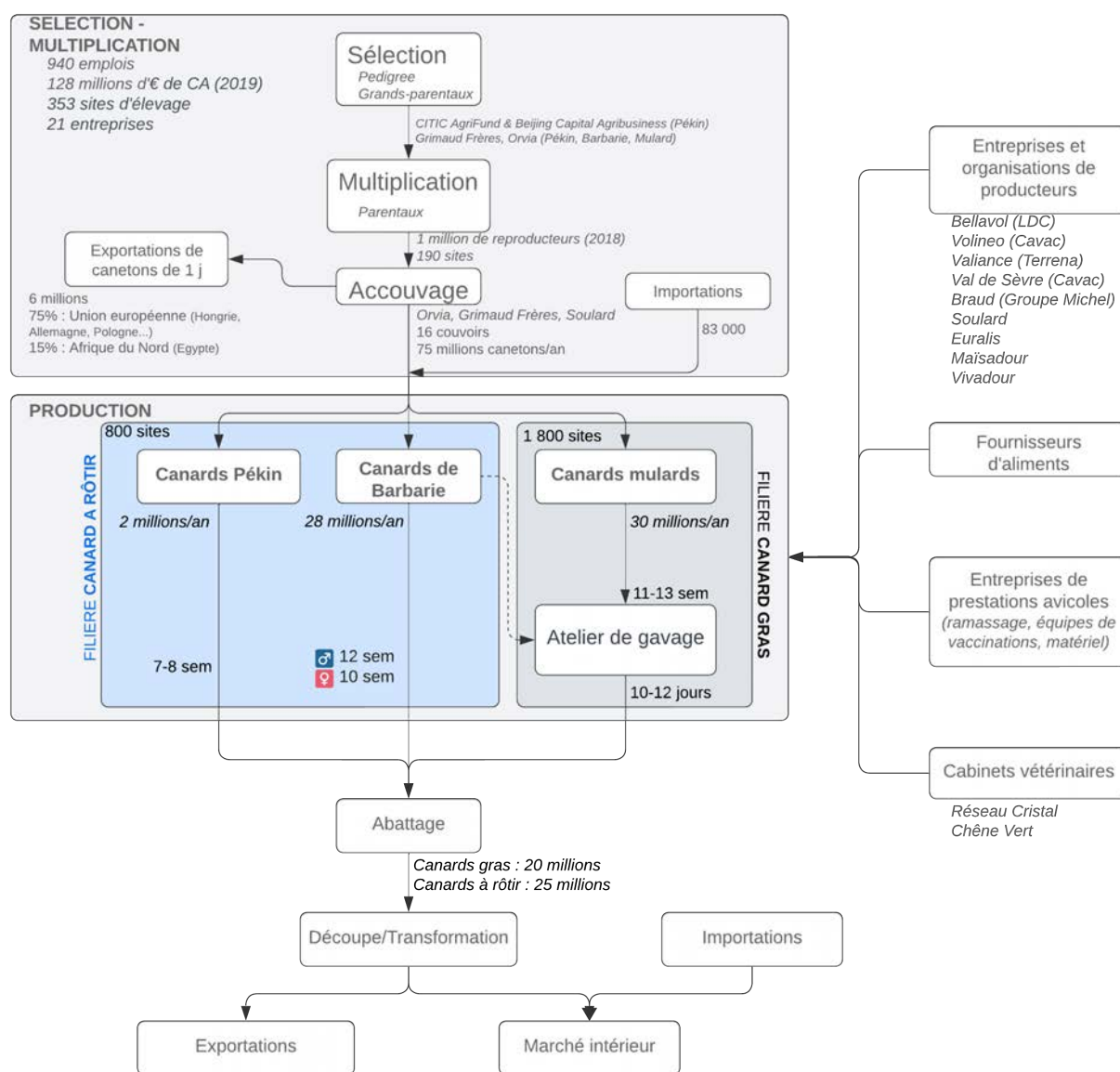


Figure 1. Représentation schématique de l'organisation des deux filières canards en France.

D'après Douanes françaises, 2021 ; Pingel *et al.*, 2012 ; ITAVI, 2020 ; ITAVI 2021a, 2021b

1.3. Conduite de l'élevage de canards : phases et logement

L'élevage de canards est réalisé en bande unique³. Un cycle de production peut être divisé en phase de démarrage et en phase de croissance auxquelles viennent s'ajouter une phase de préparation au gavage et une phase de gavage chez les canards producteurs de foie gras (EFSA, 2023). Le Comité Permanent de la Convention Européenne sur la protection des animaux dans les élevages a émis des recommandations concernant l'élevage des canards de Barbarie, des canards Pékin et des canards mulards (1999a ; 1999b) (Tableau III). Elles n'ont aucun caractère contraignant pour les États membres mais la France a fait le choix de répondre à certaines de ses recommandations, notamment pour la phase de gavage (voir paragraphe 1.3.2.).

1.3.1. Phases de démarrage et de croissance

La phase de démarrage dure 2 à 4 semaines (Pingel *et al.*, 2012c). Environ une journée avant leur arrivée dans le bâtiment, celui-ci est mis en chauffe et préparé (abreuvoirs, mangeoires) afin d'accueillir les canetons. Le démarrage peut être réalisé en surdensité, auquel cas les animaux sont par la suite répartis dans plusieurs bâtiments, la plupart du temps à la fin de la période de démarrage (« déserrage »). Pendant cette période, les animaux sont nourris à volonté avec un aliment riche en protéines. La phase de croissance dure de 6 à 10 semaines pour la production de canards à rôtir et entre 3 et 5 semaines chez les canards producteurs de foie gras. L'aliment de démarrage est remplacé par un aliment moins riche en protéines mais est toujours distribué à volonté. Pour la production de foie gras, la phase de croissance est complétée par une phase de préparation au gavage (PAG) de 4 à 8 semaines. Pendant cette période, l'alimentation est rationnée en repas pendant 3 à 7 semaines puis progressivement augmentée la dernière semaine. Cette phase permet une distension de la partie distale de l'oesophage (« jabotage »), une stimulation des fonctions digestives et un début de lipidose hépatique, phénomènes nécessaires au gavage (Litt *et al.*, 2020).

Le logement des canards en élevage varie principalement selon le type de production et l'âge des animaux (Tableau V). Si les canards mulards et Pékin sont principalement élevés au sol et sur litière (paille la plupart du temps), les canards de Barbarie le sont majoritairement sur caillebotis grillagé ou plastique. Cette différence viendrait de la plus grande tendance des canards de Barbarie à humidifier leur litière et à leur plus grande sensibilité face aux effets d'une litière humide (EFSA, 2023). Certains bâtiments d'élevage présentent par ailleurs une combinaison entre sol en litière et sol en caillebotis, le caillebotis étant le plus souvent placé sous les sites d'abreuvement pour éviter de souiller les litières. Les bâtiments d'élevage de canards de Barbarie sont découpés en plusieurs parcs à l'aide de barrières d'une cinquantaine de centimètres de hauteur, afin de séparer les mâles des femelles. Les premiers jours d'élevage peuvent se dérouler dans un bâtiment *ad hoc* (poussinière) ou dans le même bâtiment que celui du reste de la vie des animaux. Le démarrage est réalisé sous radiants ou en ambiance (générateurs d'air chaud) pour assurer une température entre 30 et 35°C les premiers jours de vie. La température est ensuite diminuée progressivement pour atteindre 15°C à 18°C à la fin de la période de démarrage.

³ Bande unique : « un lot d'animaux de même espèce ou si comportant plusieurs espèces, sans mélange de palmipèdes avec toute autre espèce d'oiseaux non palmipèdes, de stade physiologique homogène, introduit dans la même période dans une même unité de production après un vide sanitaire de cette unité et dont la sortie est suivie par un vide sanitaire de cette unité », d'après MAA, 2021

Tableau III. Principales recommandations communes concernant le logement pour l'élevage des canards de Barbarie, Pékin et mulards.

D'après le [Comité Permanent de la Convention Européenne sur la protection des animaux dans les élevages, 1999a ; 1999b](#)

Cibles des recommandations	Détail des recommandations concernant l'élevage des canards
Bâtiments	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Permettre la satisfaction des exigences biologiques essentielles des canards, en particulier vis-à-vis de l'eau, et leur maintien en bonne santé ; ▸ Eviter les environnements pauvres ; ▸ Ne pas causer de lésions traumatiques aux oiseaux ; ▸ Limiter les risques de maladie, de troubles révélés par des changements comportementaux, de blessures infligées par d'autres oiseaux ; ▸ Eviter les angles aigus, les aspérités et les matériaux risquant de blesser les animaux ; ▸ Fournir une protection contre les prédateurs et les conditions climatiques difficiles, et dans la mesure du possible, contre les rongeurs et les oiseaux sauvages ; ▸ Permettre de maintenir facilement de bonnes conditions d'hygiène et de qualité de l'air et de l'eau ; ▸ Permettre, sans difficulté, une observation précise de tous les oiseaux ; ▸ Faciliter la conduite de l'élevage des oiseaux ;
Conception des sols	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Conception et matériaux adaptés ; ▸ Ne doivent pas causer d'inconfort, de détresse ou de blessures aux oiseaux ; ▸ Surface de taille suffisante pour permettre à tous les oiseaux de se reposer en même temps et recouverte d'une litière appropriée ;
Systèmes d'hébergement	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Les canards ne doivent pas être détenus dans des cages individuelles ; ▸ Les canards doivent pouvoir : <ul style="list-style-type: none"> • se tenir debout dans une posture normale, • se retourner sans difficultés, • déféquer en effectuant des mouvements normaux, • battre des ailes, • effectuer des mouvements normaux de lissage de plumes, • interagir normalement avec d'autres individus, • accomplir les mouvements normaux liés à la prise d'aliments et d'eau.
Parcours extérieur et accès à l'eau	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Accès pour se baigner : nécessaire pour répondre aux exigences biologiques des canards ; ▸ Si accès impossible, les canards doivent disposer d'installations en nombre suffisant et conçues de façon à leur permettre de couvrir leur tête avec de l'eau et, avec le bec, de projeter de l'eau sur leur corps sans difficulté ; ▸ Les canards doivent pouvoir plonger leur tête sous l'eau ;
Abreuvoirs et mangeoires	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Eviter au maximum que les aliments et l'eau ne soient contaminés ; ▸ Suffisamment accessibles afin d'éviter une compétition indue entre les individus ; ▸ Ne pas causer ou être à l'origine de blessures aux oiseaux ; ▸ Fonctionner par tous les temps ; ▸ Permettre de contrôler l'approvisionnement en eau et la consommation globale d'aliments.
Protection des animaux	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Libre accès à un abri à tout moment pour les jeunes canards et lors de conditions météorologiques difficiles pour tous les canards ; ▸ Construction et entretien des bâtiments de manière à réduire au maximum les risques d'incendie ; ▸ Traitement des matériaux avec des retardateurs de flammes ou utilisation de matériaux ininflammables ; ▸ Garantir un bon entretien des équipements et installations électriques.
Éclairage	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Niveau d'éclairage suffisant pour permettre à tous les canards de se voir les uns les autres, d'être vus distinctement, d'examiner leur environnement proche et d'avoir des niveaux d'activité normaux ; ▸ Lumière naturelle dans la mesure du possible avec répartition homogène des ouvertures laissant entrer la lumière ; ▸ Régime d'éclairage tel qu'il prévienne les problèmes de santé et de comportement, il doit suivre un rythme de 24 heures avec une période d'obscurité suffisante et ininterrompue (environ un tiers de la journée) ; ▸ Respect d'une période de pénombre suffisante lors de la diminution de la lumière afin d'éviter perturbations ou blessures.

De la nourriture est disposée dans des plateaux au sol les premiers jours afin d'aider les canetons à s'alimenter. Par la suite, la distribution d'aliment se fait grâce à des chaînes d'alimentation, à des mangeoires ou encore à des trémies réparties dans le bâtiment. L'abreuvement est assuré par des chaînes d'abreuvoirs ou de pipettes disposées dans le sens de la longueur du bâtiment. Un programme lumineux est également respecté et adapté pour faire face aux éventuelles problématiques de piquage et/ou de cannibalisme qui peuvent être des sources de stress pour les animaux. Les bâtiments d'élevage de canards peuvent également être équipés, peu fréquemment, d'un jardin d'hiver (ou véranda) permettant aux canards de profiter de la luminosité et des conditions climatiques d'un espace de semi-extérieur, notamment pendant les phases de mise à l'abri imposées lors des crises sanitaires (EFSA, 2023). Pendant la phase d'élevage, une période d'accès à un parcours extérieur est généralement allouée aux canards mulards alors que l'élevage de canards de Barbarie se déroule la plupart du temps en claustration totale. L'accès à un parcours extérieur est obligatoire pour répondre aux cahiers des charges de certains signes de qualité qui concernent les canards gras (IGP, Label rouge) mais aussi, bien que plus rarement, les canards à rôtir sous production Label rouge ou agriculture biologique (voir [paragraphe 1.4](#)).

1.3.2. Phase de gavage

Le gavage, destiné aux animaux producteurs de foie gras, correspond à une période de 10 à 15 jours pendant laquelle les canards reçoivent une alimentation forcée de pâtée de maïs plus ou moins additionnée de grains entiers, deux fois par jour, en quantité croissante. Depuis le 1^{er} janvier 2011, la mise en place de cages individuelles de gavage (ou épinettes) a été rendue interdite et cette interdiction s'est également appliquée à partir de 2016 aux salles pré-existantes. Le logement des canards gras pendant la phase de gavage se fait désormais obligatoirement en groupes, dans des enclos au sol ou dans des cages surélevées. Une note de service fixe les caractéristiques minimales des logements de gavage ([Direction générale de l'alimentation \[DGAL\], 2011](#) ; [MAAF 2015a](#)) (**Tableau IV**).

Tableau IV. Caractéristiques minimales requises des logements des canards gras en phase de gavage.
D'après [DGAL, 2011](#) et [MAAF, 2015](#)

Nombre de canards	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Minimum 3 canards par logement ;
Surface disponible minimale	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Pour un groupe de 3 canards : 4 000 cm² au total ; ▸ Pour un groupe de 4 canards : 5 000 cm² au total ; ▸ Pour un groupe de 5 canards ou plus : 1 200 cm² par canard ;
Dimension minimale	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Longueur totale du côté faisant face à l'abreuvoir : 80 cm ;
Hauteur disponible	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Favoriser les installations qui n'empêchent pas le canard de réaliser ses mouvements verticaux ;
Eau	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Obligation de la présence d'abreuvoirs longitudinaux, permettant aux canards de couvrir leur tête d'eau, et de projeter de l'eau sur leur corps avec leur bec sans difficulté ;
Sol	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Sol confortable, sans éléments saillants, en plastique ou en métal ; ▸ Absence de fientes accumulées ;
Lumière	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Niveau d'éclairage suffisant pour permettre à tous les canards de se voir les uns les autres, êtres vus distinctement, examiner leur environnement proche et avoir des niveaux d'activité normaux ;
Durée de contention	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Réduite au minimum.

La phase de gavage se déroule dans une ambiance contrôlée, avec la présence de dispositifs de ventilation et de refroidissement dans les bâtiments afin d'éviter le stress thermique pouvant être induit par les mécanismes de production d'extra-chaaleur lors de la digestion des animaux (Litt *et al.*, 2020).

Tableau V. Comparaison des logements d'élevage selon l'espèce de canard élevée.

D'après EFSA, 2023, Rodenburg *et al.*, 2005 et Pingel *et al.*, 2012d

	Canard de BARBARIE	Canard PÉKIN	Canard MULARD
Sexes	<ul style="list-style-type: none"> Sexes séparés ou mâles ou femelles uniquement 	<ul style="list-style-type: none"> Sexes mélangés 	<ul style="list-style-type: none"> Mâles uniquement Femelles uniquement, rarement
Démarrage	<ul style="list-style-type: none"> En claustration, au sol Démarrage en ambiance ou à l'aide de radiants Pendant les 3-4 premiers jours, plateaux d'alimentation au sol pour les canetons 		
Croissance	<p style="text-align: center;">En claustration, au sol</p> <ul style="list-style-type: none"> Accès obligatoire à un parcours extérieur dans certains cahiers des charges (LR, AB) Accès possible à un parcours extérieur à partir de J10-J12 Possible jardin d'hiver Accès à un parcours extérieur la plupart du temps Accès obligatoire à un parcours extérieur dans certains cahiers des charges (LR, IGP) Possible jardin d'hiver 		
Ventilation	<ul style="list-style-type: none"> Statique ou dynamique 		<ul style="list-style-type: none"> Statique
Type de sol	<ul style="list-style-type: none"> Caillebotis plastique ou grillagé Absence de litière 	<ul style="list-style-type: none"> Sol dur avec litière (paille, copeaux de bois) ± caillebotis au niveau des lignes d'abreuvement 	
Abreuvoirs et mangeoires	<ul style="list-style-type: none"> Lignes de mangeoires en cloche ou linéaires Lignes de pipettes ou d'abreuvoirs ronds 	<ul style="list-style-type: none"> Lignes de mangeoires linéaires Lignes de pipettes le plus souvent 	<ul style="list-style-type: none"> Lignes de mangeoires en cloche ou linéaires, trémis Lignes de pipettes le plus souvent
Programme lumineux	<ul style="list-style-type: none"> Lumière constante les 3 premiers jours Puis 16h lumière / 8h obscurité Lumière à bas niveaux (< 30 lux) pour diminuer picquage et cannibalisme Très peu de lumière naturelle 	<ul style="list-style-type: none"> Lumière constante les 3 premiers jours Puis 16h lumière / 8h obscurité Souvent, lumière naturelle dans le bâtiment 	<ul style="list-style-type: none"> Dès le démarrage : accès à la lumière naturelle
Taille des lots mis en place	<ul style="list-style-type: none"> Plusieurs milliers d'animaux, jusqu'à > 10 000 	<ul style="list-style-type: none"> Entre 400 et 15 000 	<ul style="list-style-type: none"> De quelques centaines d'animaux à 15 000
Température	<ul style="list-style-type: none"> 34 °C au démarrage 18 °C à 4 semaines puis 15 °C 	<ul style="list-style-type: none"> ≥ 30 °C au démarrage selon l'hygrométrie Diminution progressive à 26°C ou 23 °C au jour 8 jusqu'à la fin de la période de démarrage A la fin de la période de démarrage (10-21 j) : peut aller à 15°C 	
Gavage	<ul style="list-style-type: none"> Cages collectives surélevées (4-5 canards) Enclos collectifs au sol (15-25 canards) Dispositifs de ventilation Cooling en façade 	N/A	<ul style="list-style-type: none"> Cages collectives surélevées (4-5 canards) Enclos collectifs au sol (15-25 canards) Dispositifs de ventilation Cooling en façade

N/A = non applicable.

1.4. Modes d'élevage

1.4.1. Production conventionnelle

En France, l'élevage des canards maigres se fait quasi-exclusivement en mode d'élevage « conventionnel » ou « standard ». Celui-ci est caractérisé par une claustration totale des animaux en bâtiment, sur caillebotis, avec des densités moyennes à la mise en place de 13 animaux/m² et des densités supérieures à 50 kg/m² en fin de période de croissance pour les canards de Barbarie et 15 animaux/m² et 46 kg/m² pour les canards Pékin (Rodenburg *et al.*, 2005). Les effectifs varient dans un intervalle allant de 3 000 à 15 000 animaux en moyenne (Rodenburg *et al.*, 2005 ; EFSA, 2023). Les femelles Barbarie sont généralement abattues vers 70 jours et les mâles vers 84 jours (Institut technique de l'aviculture, pisciculture et cuniculture [ITAVI], 2021). Contrairement aux productions sous signes officiels de qualité (Label rouge, Indication Géographique Protégée, Agriculture Biologique), la production conventionnelle, en canards gras et canards maigres, n'impose par exemple pas de taille limite d'élevage ni de densité maximale à respecter en bâtiment, ni de date d'abattage minimale. Il est à noter que l'élevage des canards gras en France se fait majoritairement sous signes de qualité, avec 70% des mises en place en 2022.

1.4.2. Label rouge

Le Label rouge est un dispositif français qui garantit au consommateur un niveau de qualité reconnu supérieur en comparaison aux produits de même nature. Parmi les 400 Labels rouges homologués, 5 concernent directement la production de canards (Institut national de l'origine et la qualité [INAO], 2024). Les élevages s'engageant dans ce signe de qualité répondent à un cahier des charges strict. Pour la production « canard maigre », les produits répondent aux conditions de production communes relatives à la production en label rouge « volailles fermières de chair » (MASA, 2022a), auxquelles s'ajoutent les conditions spécifiques de chaque label⁴. Pour la production « canard à fois gras », les produits répondent aux conditions de production communes relatives à la production en label rouge « palmipèdes gavés » (MAA, 2017a), auxquelles s'ajoutent également les conditions spécifiques d'autres labels⁵. Une comparaison des exigences de ces labels est proposée en **Annexe 1** du présent document. En 2020 et 2021, le canard représentait un peu moins de 0,3% de la production de volailles commercialisées sous le signe Label rouge (INAO, 2022). La production de palmipèdes gras sous signe de qualité a par ailleurs connu en 2021 un recul de 27% par rapport à l'année 2020, du fait des épisodes d'influenza aviaire, engendrant également une diminution de 16% de son chiffre d'affaires (555 millions d'euros) (INAO, 2022).

1.4.3. Indication géographique protégée

L'IGP est un signe de qualité européen protégeant le nom du produit dans toute l'Union européenne et qui « *identifie un produit agricole, brut ou transformé, dont la qualité, la réputation ou d'autres caractéristiques sont liées à son origine géographique* » (INAO, 2016). En 2000, l'IGP

⁴ « Canard de Barbarie fermier élevé en plein air (LA/04/74) » (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation [MAA], 2020a) et « Canard fermier élevé en plein air (LA/02/85) » (MAA, 2020b)

⁵ « Canard mulard gavé entier, foie gras cru et produits de découpes crus frais et magrets surgelés (LA/12/89) » (MAA, 2017b) et « Foie gras cru et produits de découpe de canard mulard gavé (LA/16/89) » (MAA, 2017b). Un troisième Label rouge concernant les canards gras, portant des conditions de transformation spécifiques, s'appuie sur les produits issus du label rouge LA/12/89 (label rouge « Produits transformés de canards mulards gavés » LA/19/02, MAA, 2019).

« *Canard à foie gras du Sud-Ouest (Chalosse, Gascogne, Gers, Landes, Périgord, Quercy)* » est obtenue par l'association pour la promotion et la défense des produits de palmipèdes à foie gras du Sud-Ouest (PALSO) (Commission européenne, 2000). Cette IGP est une garantie pour le consommateur que les canards sont élevés, gavés, abattus, découpés, transformés, conditionnés et étiquetés dans une aire géographique délimitée (Figure 2) en répondant à un cahier des charges strict (Annexe 1) (MAAF, 2015b). En 2021, 20 millions de canards ont été produits selon le cahier des charges de l'IGP « Canard à foie gras du Sud-Ouest », représentant environ 50% de la production de foie gras française, avec 1800 producteurs (ITAVI, 2021b).

Par ailleurs, les canards de Barbarie de la filière du canard à rôti apparaissent dans les cahiers des charges des IGP « Volailles de Vendée », « Volailles d'Auvergne », « Volailles de Challans », « Volailles de la Drôme », « Volailles du Satinais », « Volailles du Lauragais » et « Volailles du Maine ». Leur production reste tout de même marginale dans le cadre de ces IGP.

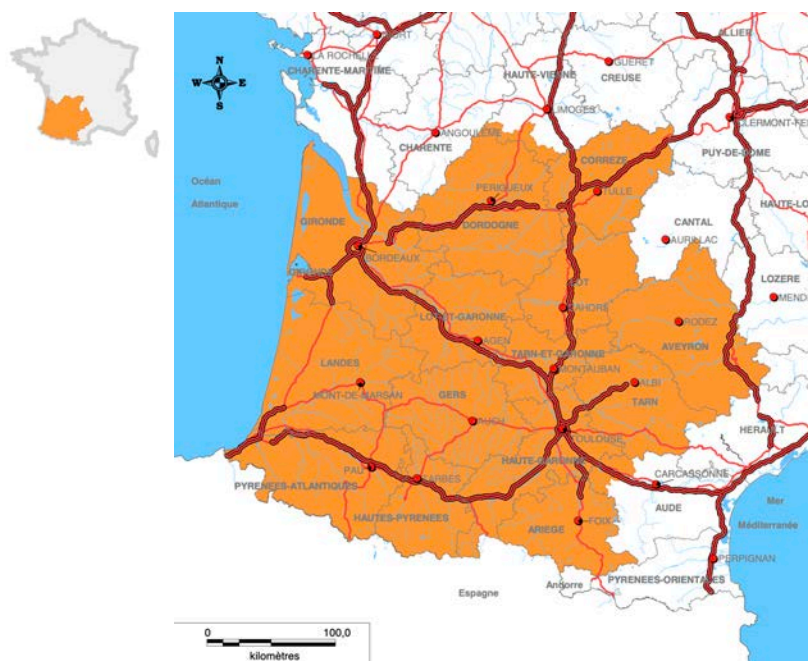


Figure 2. Aire de l'indication géographique protégée (IGP) « Canard à foie gras du Sud-Ouest »

L'aire géographique de l'IGP (orange) est constituée des départements de la Dordogne, de la Gironde, des Landes, du Lot-et-Garonne, des Pyrénées-Atlantiques, de l'Aveyron, de l'Ariège, du Gers, du Lot, de la Haute-Garonne, des Hautes-Pyrénées, du Tarn, du Tarn-et-Garonne, de la Corrèze, de 17 communes de la Haute-Vienne et de 61 communes de l'Aude. Cette aire géographique comporte par ailleurs 6 bassins de production (non délimités ici) qui peuvent compléter le nom de l'IGP que sont la Chalosse (composée de communes des Landes), la Gascogne (composée du Gers, des Landes, des Hautes-Pyrénées et de communes de Haute-Garonne), le Gers, les Landes, le Périgord (composé de la Dordogne et de communes de la Haute-Vienne, de la Corrèze, du Lot et du Lot-et-Garonne) et le Quercy (composé du Lot et de communes du Tarn-et-Garonne).

D'après INAO, 2012 et MAAF, 2015b

1.4.4. Agriculture biologique

La production de canards à rôti et de canards gras (hors gavage) est possible en agriculture biologique. En 2020, les mises en places de canards à rôti sous ce cahier des charges ne représentaient toutefois qu'environ 130 000 têtes, soit une part très faible de la production annuelle française (SYNALAF, 2020). (Annexe 1).

1.5. Exemples d'interventions zootechniques et sanitaires en élevage

1.5.1. Traitement du bec et des griffes

Afin d'éviter les actes de piquage, mutilations et cannibalisme entre congénères en élevage, les canards peuvent subir un époinçage de leur bec et un traitement de leurs griffes. Le traitement du bec est la plupart du temps désormais réalisé au couvoir où un traitement au laser infrarouge est appliqué à la partie supérieure du bec ([Comité Permanent de la Convention Européenne sur la protection des animaux dans les élevages, 1999a, 1999b](#)). Ce traitement ne « coupe » pas le bec, mais pénètre sa couche cornée et résulte en une diminution significative de sa croissance ([EFSA, 2023](#)). L'époinçage du bec peut également être réalisé en élevage par l'utilisation de lame froide (ciseaux) ou chaude (cautérisation). Le traitement des griffes peut être réalisé au couvoir par cautérisation thermique ou par traitement infrarouge. En élevage, la coupe des griffes est réalisée aux ciseaux ou par passage des canards sur une grille sous-laquelle se trouvent des lames coupantes. Les opérations en élevage sont de moins en moins fréquentes, du fait des nouvelles possibilités ouvertes au couvoir et de leur praticité pour les éleveurs mais aussi considérant les atteintes au bien-être animal qui peuvent résulter de la réalisation de ces actes en élevage (douleur, saignements, amputations, mortalité, stress) ([Gustafson et al., 2007a, 2007b](#)). Les canards de Barbarie sont désormais tous soumis au traitement du bec et des griffes contrairement aux canards mulards où des variations sont observées.

1.5.2. Vaccinations

En élevage de canards de Barbarie, une vaccination systématique dirigée contre la parvovirose du canard de Barbarie et la maladie de Derzsy est pratiquée. Ces deux maladies sont en effet responsables de taux élevés de mortalité et de morbidité en élevage, entraînant des pertes économiques importantes pour les éleveurs impactés ([Lemière, 2013](#)). La première injection est réalisée au couvoir avec le vaccin PARVOKAN® (souche inactivée du parvovirus du canard et souche atténuée du virus de la maladie de Derzsy, Boehringer Ingelheim Animal Health) ou le vaccin DEPARMUNE® (souches inactivées des deux virus, Ceva Santé Animale). Une deuxième injection est réalisée en élevage 14 à 21 jours plus tard ([Anses-ANMV, 2020a, 2022](#)).

En élevage de canards mulards, les vaccinations ne sont pas systématiques. Elles peuvent néanmoins comporter une protection contre la maladie de Derzsy au couvoir avec l'administration d'un vaccin vivant atténué comme le PALMIVAX® (Boehringer Ingelheim Animal Health) ([Anses-ANMV, 2020b](#)). Dans le bassin de production du Sud-Ouest, une protection contre *Pasteurella multocida* est généralement pratiquée avec l'utilisation d'un vaccin bactérien inactivé lors de la période d'élevage. Le schéma vaccinal consiste en deux injections de CEVAC LANDAVAX® (Ceva Santé Animale) ([Anses-ANMV, 2017](#)) espacées de 3 semaines d'intervalle avec une primovaccination effectuée vers 20 jours ou plus tôt ([Marguerie, 2013](#)). En fonction de l'historique de l'élevage, des protocoles vaccinaux additionnels faisant appel à des vaccins commerciaux ou à des auto-vaccins peuvent être mis en place. La rimerellose et la colibacillose en sont deux exemples fréquents. De plus, depuis octobre 2023, une vaccination contre l'influenza aviaire a été mise en place dans tous les élevages commerciaux de canards de Barbarie, Pékin et mulards en France métropolitaine lorsque l'effectif est supérieur à 250 animaux (voir [paragraphe 4](#)).

Les interventions vaccinales en élevage, communément désignées sous le terme de « chantiers » de vaccinations, font intervenir des équipes *ad hoc* issues d'entreprises spécialisées dans les prestations avicoles même si, dans de plus rares cas, les éleveurs réalisent ces interventions par eux-mêmes.

1.6. Performances technico-économiques des élevages

Les indicateurs des performances technico-économiques des filières canard à rôtir et palmipèdes gras sont indiquées pour l'année 2021 en **Annexe 2**. À titre indicatif, pour le canard à rôtir, le coût de production est principalement dirigé par le coût de l'aliment (60%), le coût du caneton (20%) et les charges fixes (15%) et variables (10%). La main d'oeuvre représente moins de 5% du coût de production ([ITAVI, 2021](#)).

1.7. Marché des productions

Avec une production de 118 000 tonnes en 2022, la France est le troisième producteur de viande de canards au monde, derrière la Chine (4,9 millions de tonnes) et le Vietnam (182 000 tonnes) ([FAOSTAT, 2024](#)). Cette même année, la France est le 1^{er} producteur de viande de canards de l'Union européenne devant la Pologne (65 000 tonnes) et la Hongrie (54 500 tonnes). En 2022, les abattages de canards en France sont en recul de 33% en comparaison à l'année 2021 ([FAOSTAT, 2024](#)), conséquence directe de l'ampleur inédite de la crise influenza.

1.7.1. Production « foie gras »

La production de foie gras en France est issue à 99% du canard et représente près de 60% de la production mondiale ([FranceAgriMer, 2024](#)). Les capacités d'élevage sont majoritairement concentrées dans le Sud-Ouest (Nouvelle-Aquitaine, Occitanie, 80%) et dans le Grand Ouest (Pays de la Loire, Bretagne, 20%) ([Agreste, 2022](#)) (**Figure 3A**).

Suite à l'épizootie sévère d'influenza aviaire hautement pathogène ayant touché la France en 2022, la filière canards gras a été fortement impactée. En effet, la production française de foie gras s'est établie en 2022 à 8 400 tonnes, soit une diminution de près de 32% par rapport à 2021 ([Agreste, 2022](#)). Ce recul est par ailleurs de 31% sur la période 2016-2022, comparée à la période 2011-2015 (**Figure 3B**). La consommation de foie gras a aussi connu une chute de plus de 22% pour s'établir à 8 100 tonnes en 2022, soit environ 120 g/habitant/an (contre 170 g/habitant/an en 2021). Près de 80% des achats de produits contenant du foie gras sont réalisés entre novembre et janvier, correspondant aux périodes festives de fin d'année ([FranceAgriMer, 2024](#)).

Les exportations de foie gras s'élèvent à 2 700 tonnes en 2022 contre 3 420 tonnes en 2021 (recul de 22%) avec comme principaux clients l'Espagne (42%), la Belgique (10%), la Suisse (9%) et le Japon (3%) (**Figure 3C**). Les importations représentent 2 450 tonnes en 2022 (-7% par rapport à 2021) provenant majoritairement de la Bulgarie (74%) et de la Hongrie (19%). Le foie gras importé représente par ailleurs 30% de la consommation française (contre 22% en 2015) ([Agreste, 2023](#)).

1.7.2. Production « canard de chair »

L'élevage du canard à rôtir est principalement concentré dans la région Pays de la Loire avec 75% de la production nationale. Le reste est réparti sur le territoire, notamment la Bretagne et l'Est. En 2022, la production de canards élevés pour leur chair s'est élevée à 120 000 tonnes équivalent carcasse, soit 8% de la production totale en volailles de chair. Ceci représente une diminution de plus de 33% de la production nationale par rapport à l'année 2021 ([Agreste, 2022](#)).

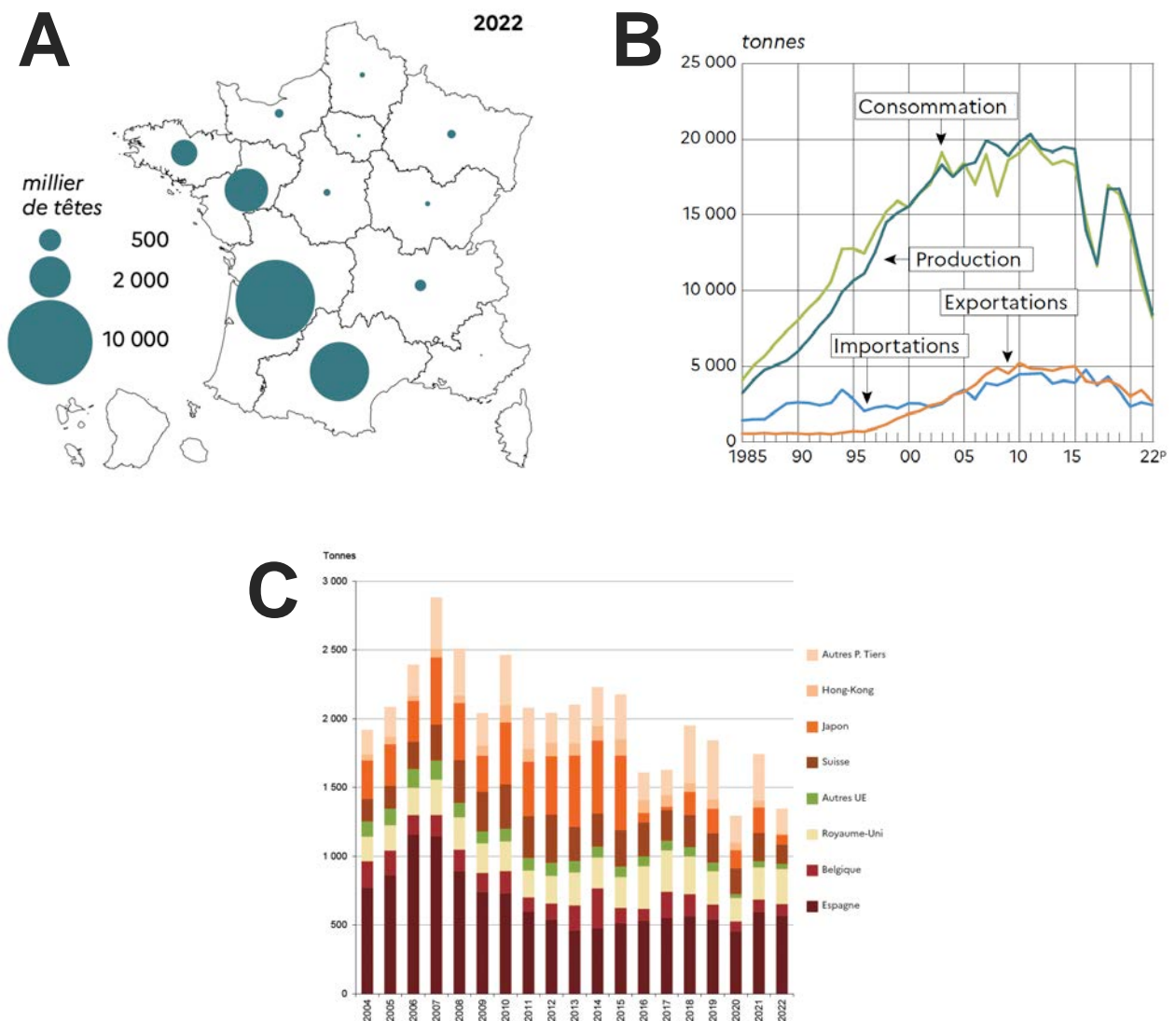


Figure 3. Marché des productions de la filière « foie gras » française.

(A) Répartition des effectifs de volailles grasses (canards et oies) dans les régions de France en 2022 (Agreste, 2023) ; **(B)** Evolution de la production, de la consommation, des importations et des exportations françaises de foie gras en France entre 1985 et 2022 exprimées en tonnes (Agreste, 2023) ; **(C)** Evolution des exportations françaises de foie gras cru de canard selon les destinations entre 2004 et 2022 (FranceAgriMer, 2024).

2. Le virus influenza aviaire : considérations virologiques, épidémiologiques et réglementaires appliquées au canard

2.1. Taxonomie

Le virus influenza aviaire appartient à la famille des *Orthomyxoviridae*, elle-même constituée des 7 genres *Alphainfluenzavirus*, *Betainfluenzavirus*, *Gammainfluenzavirus*, *Deltainfluenzavirus*, *Thogotovirus*, *Isavirus* et *Quarajavirus*. Parmi le genre *Alphainfluenzavirus*, une seule espèce est distinguée, l'influenza de type A. C'est à cette espèce qu'appartiennent les virus influenza qui infectent les oiseaux. Sur la base des protéines membranaires hémagglutinine et neuraminidase (voir [paragraphe 2.2](#)), les virus influenza de type A peuvent être divisés en sous-types. 18 hémagglutinines (H1-H18) et 11 neuraminidases (N1-N11) ont été identifiées à l'heure actuelle, laissant la possibilité à plus de 198 sous-types d'influenza de type A. Parmi celles-ci, 16 hémagglutinines (HA1-16) et 9 neuraminidases (NA1-9) sont rencontrées chez les oiseaux. Les autres sous-types (HA17-18 et NA10-11) ont été identifiés chez des chauves-souris ([Uyeki et al., 2022](#)). Des variants des virus de sous-type A(H5N1) ont par ailleurs été identifiés et ont mené à définir des « clades » et des « sous-clades » sur la base de liens de parenté phylogénétique existant entre les séquences génomiques codant leur hémagglutinine. Ainsi, à date, 10 clades (0-9) et de multiples sous-clades de deuxième à cinquième ordre ont été définis ([Smith et al., 2015](#)). Par exemple, le variant ayant circulé le plus récemment en France était le virus A(H5N1) de clade 2.3.4.4b.

2.2. Structure virale

Le virus responsable de l'influenza aviaire est un virus enveloppé de 80 à 100 nm de diamètre à capsid héliçoïdale (**Figure 4**). Son génome est à ARN simple brin à polarité négative et présente une taille d'environ 13,5 kb. Il est composé de 8 fragments et code 12 protéines structurales et fonctionnelles, parmi lesquelles les protéines PB1 et PB2 (*polymerase basic 1 et 2*), PA (*polymerase acidic*), H (hémagglutinine), NP (nucléoprotéine), N (neuraminidase), M1 et M2 (protéines de matrice 1 et 2), NS1 et NS2 (protéines non-structurelles 1 et 2) ([Krammer et al., 2018](#)). Les protéines PA, PB1 et PB2 forment une ARN-polymérase ARN-dépendante, qui s'associe à l'ARN viral et à la protéine NP pour former un complexe ribonucléoprotéique. Les protéines H, N, M1 et M2 sont insérées dans la bicouche lipidique de l'enveloppe virale et sont glycosylées pour les deux premières. L'hémagglutinine est responsable de l'attachement et de la pénétration de la particule virale dans la cellule cible, première étape du cycle répliatif de l'influenza aviaire (voir [paragraphe 2.5](#)) et possède une structure variable qui participe à la virulence du virus. Lors de la répliation virale, l'hémagglutinine est produite sous une forme inactive (HA0). Elle est ensuite clivée par des protéases à activité trypsine des cellules hôtes pour donner deux polypeptides distincts H1 et H2. Le site de clivage ciblé contient un nombre variable d'acides aminés basiques qui déterminent les protéases ayant la capacité de le cliver. Une augmentation du nombre d'acides aminés basiques permet en effet à l'hémagglutinine d'être clivée par des protéases ubiquitaires de l'hôte et donc d'entraîner une infection systémique,

comme dans le cas de l'infection par un virus hautement pathogène (voir [paragraphe 2.7.1](#)). L'hémagglutinine joue ainsi un rôle majeur dans la détermination de la virulence du virus. Elle est également une cible antigénique privilégiée. La protéine neuraminidase, après réplication, participe au relargage des particules virales par son activité sialidase.

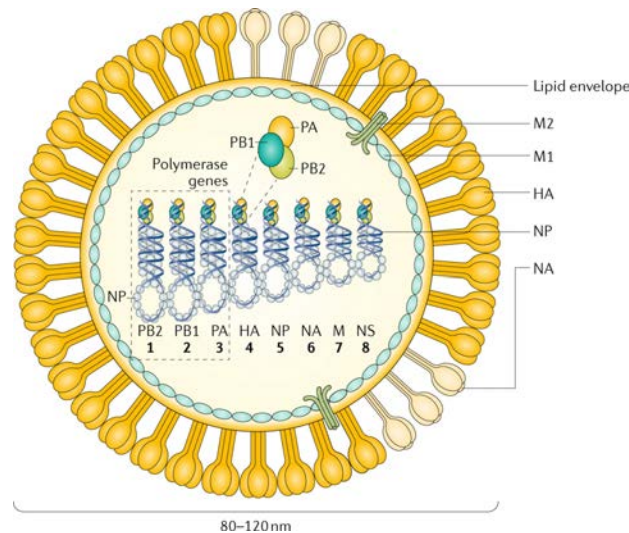


Figure 4. Représentation schématique d'une particule virale d'Influenza de type A.

La particule virale (80-120 nm) est entourée d'une enveloppe lipidique composée entre autres de deux glycoprotéines de surface, l'hémagglutinine (HA) et la neuraminidase (NA) et de protéines non glycosylées (M1, M2). Le génome à ARN monocaténaire à polarité négative est composé de 8 segments codant les différentes protéines structurales et fonctionnelles du virus. PB1, PB2 et PA forment l'ARN polymérase-ARN dépendante du virus. Associées à un segment d'ARN, elles forment un complexe ribonucléoprotéique (RNP).

HA : hémagglutinine, NA : neuraminidase, M1 & M2 : protéines de matrice 1 et 2, NP : nucléoprotéines, PA : polymérase acide, PB1 & PB2 : polymérase basique 1 et 2, NS1 & NS2 : protéines non structurales 1 et 2

D'après [Krammer et al., 2018](#)

2.3. Nomenclature internationale

La nomenclature officielle des virus Influenza a été publiée en 1980 dans le Bulletin de l'Organisation Mondiale de la Santé ([OMS, 1980](#)). La caractérisation des virus influenza se fait selon (1) le type antigénique (A, B, C ou D), (2) l'hôte d'origine (ex. cheval, porc, canard, poule, dinde...), sauf s'il s'agit de l'Homme, (3) l'origine géographique (ville, pays, état ou état), (4) le numéro attribué lors de son isolement, (5) l'année d'isolement, (6) pour les virus influenza de type A, le type d'hémagglutinine et de neuraminidase, entre parenthèses. À titre d'exemple, la souche *A/goose/Guangdong/1/96 (H5N1)* désigne un virus influenza de type A, isolé chez l'oie dans la ville de Guangdong en 1996. Il s'agit de la première souche identifiée, son sous-type est H5N1.

2.4. Tropisme viral

Les virus influenza de type A infectent l'Homme, les oiseaux et les porcs ([Uyeki et al., 2022](#)). L'infection a lieu par voie aérogène ou par voie oro-fécale. Le tropisme cellulaire des virus influenza dépend de la disponibilité des cellules hôtes en liaisons α -2,3-Gal et α -2,6-Gal des acides sialiques à leur surface ([Long et al., 2018](#)). Les virus influenza de type A, eux, ne reconnaissent que la liaison α -2,3-Gal.

D'après [Webster et al. \(1978\)](#), chez les canards, les virus de faible pathogénicité (IAFP) se répliqueraient davantage au niveau digestif qu'au niveau respiratoire et n'y causeraient que peu de lésions. Au long terme, les formes IAFP ne seraient plus excrétées que par le cloaque dans cette espèce. De même que chez les gallinacés, chez les anseriformes, les formes hautement pathogènes (IAHP) se répliquent principalement dans les voies respiratoires puis se répandent aux autres organes, dont le muscle strié squelettique, le système digestif, le système nerveux central ([Evseev & Magor, 2019](#)) ou les plumes ([Yamamoto et al., 2008](#)). Auparavant, les formes IAHP occasionnaient moins de dégâts chez les canards par rapport aux autres espèces sensibles, par une diffusion systémique moins importante et par un tropisme endothélial plus réduit par rapport aux gallinacés ([Short et al., 2014](#)). Cependant, depuis les dernières années, cette affirmation est remise en cause par l'évolution des virus A(H5Nx) de clade 2.3.4.4b de la lignée Gs/Gd/1996 ([Pantin-Jackwood, 2016](#)). Ces virus entraînent des signes cliniques plus importants qu'habituellement dans l'avifaune sauvage et chez les canards et présentent par ailleurs chez les canards domestiques un neurotropisme ([Foret-Lucas et al., 2022](#)) et un cardiomyotropisme ([Dinev et al., 2020](#)) marqués.

2.5. Cycle viral

Le cycle viral du virus influenza peut être divisé en plusieurs étapes : entrée dans la cellule hôte ; entrée des complexes ribonucléoprotéiques dans le noyau ; transcription et réplication du génome viral ; export des complexes ribonucléoprotéiques du noyau ; assemblage et bourgeonnement à la membrane cellulaire de l'hôte (**Figure 5**).

Les hémagglutinines virales se fixent à l'acide sialique présent sur la membrane des cellules de l'hôte qui joue le rôle de récepteur. L'acide sialique est lié, au sein de glycoprotéines membranaires, à des carbohydrates par différentes liaisons glycosydiques : α -2,6-galactose et α -2,3-galactose. Les virus influenza ont une capacité différente à reconnaître ce type de liaison, par exemple les virus infectant l'Homme reconnaissent la liaison α -2,6-Gal, les virus infectant les oiseaux la liaison α -2,3-Gal et les virus porcins ont la capacité de reconnaître les deux types de liaisons ([Long et al., 2018](#)). L'interaction hémagglutinine-acide sialique conduit à une endocytose de la particule virale. Le pH acide dans les endosomes entraîne des changements conformationnels des composants de l'enveloppe lipidique virale et mène à la fusion de celle-ci avec l'enveloppe endosomale. Les composants viraux, et en particulier ses 8 complexes ribonucléoprotéiques (1 segment d'ARN + l'ARN polymérase-ARN dépendante composée de PA, PB1 et PB2 + des protéines NP), sont ainsi relargués dans le cytosol de la cellule hôte. Les complexes ribonucléiques possèdent des séquences d'import nucléaire permettant leur translocation dans les noyaux des cellules cibles. Dans le noyau, l'ARN polymérase virale participe à la synthèse d'ARN complémentaire à partir de l'ARNsb- et ainsi à la réplication du génome viral. En détournant la machinerie cellulaire de l'hôte, l'ARN viral est transcrit en ARN messager et celui-ci est exporté vers le cytoplasme où il est traduit pour donner les nouvelles protéines virales parmi lesquelles les protéines constituant l'ARN polymérase virale et les protéines NP. Ces dernières sont importées dans le noyau où elles s'assemblent aux fragments d'ARN viral nouvellement

synthétisés et forment de nouveaux complexes ribonucléiques, lesquels sont ensuite exportés dans le cytoplasme où, avec les protéines virales, ils s'assemblent pour faire bourgeonner un nouveau virion à partir de la membrane plasmique de la cellule hôte. En étape ultime, la neuraminidase, qui possède une activité enzymatique, clive l'acide sialique des glycoprotéines et glycolipides membranaires, permettant un bourgeonnement complet de la particule virale et son excrétion.

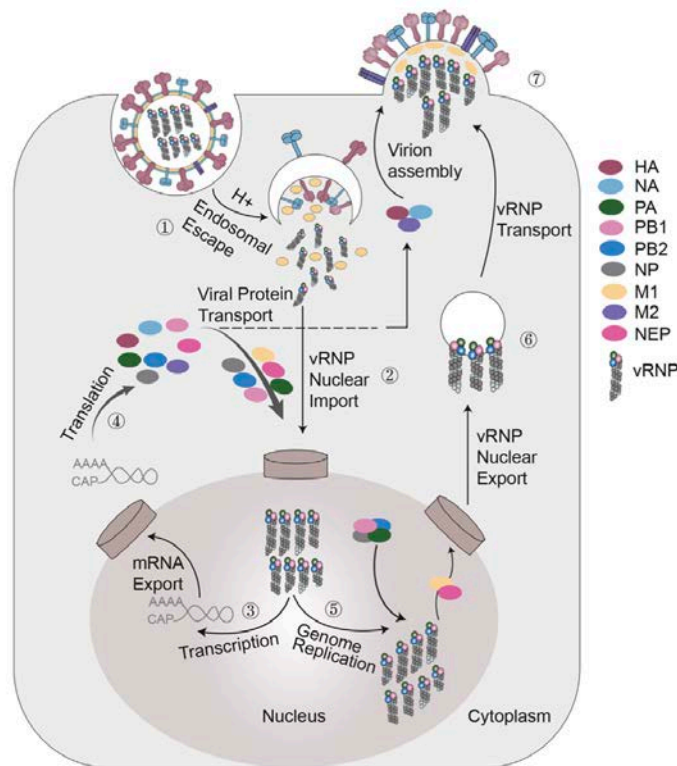


Figure 5. Cycle viral d'un virus influenza de type A.

HA : hémagglutinine, NA : neuraminidase, M1 & M2 : protéines de matrice 1 et 2, NP : nucléoprotéines, PA : polymérase acide, PB1 & PB2 : polymérase basique 1 et 2, NEP : protéine d'export nucléaire, vRNP : complexe ribonucléoprotéique viral ; mRNA : acides ribonucléiques messagers ; H⁺ : proton

D'après Du et al., 2023

2.6. Variabilité antigénique

Les virus influenza de type A sont caractérisés par une grande diversité génétique, permise par deux phénomènes majeurs qui participent à leur variabilité antigénique.

2.6.1. Glissement antigénique ou *antigenic drift*

Le glissement antigénique ou *antigenic drift* (Figure 6A) désigne la possibilité pour un virus à présenter des mutations génomiques, notamment dans les séquences codant les protéines H et N. Ces mutations peuvent mener à des changements des antigènes présents à la surface des virus influenza. En tant que virus à ARN, les virus influenza ne possèdent pas de mécanisme de relecture lors de la réplication, engendrant des erreurs de transcription et un taux de mutation élevé (Suarez, 2016). Les mutations concernent principalement les séquences codant des sites antigéniques dits « majeurs » au niveau du sous-domaine de fixation du récepteur de l'hémagglutinine, reconnus par les anticorps (Cattoli et al., 2011). Ces mutations de surface peuvent être à l'origine d'un échappement à la réponse immunitaire chez l'hôte, d'épisodes

d'épizootie et d'échappement à la prise vaccinale comme décrit chez l'Homme, nécessitant l'adaptation des protocoles vaccinaux régulièrement (Suarez, 2017). Le glissement antigénique est responsable de la diversité de la lignée A/goose/Guangdong/1/1996 qui est désormais séparée en de nombreux clades et sous-clades sur la base de différences dans les séquences génomiques codant l'hémagglutinine.

2.6.2. Cassure antigénique ou *antigenic shift*

La cassure antigénique ou *antigenic shift* (Figure 6B) correspond à un changement majeur et soudain d'un virus influenza de type A. Ce phénomène peut être consécutif à une adaptation du virus à un hôte d'espèce différente, à un saut direct d'une espèce à une autre, mais aussi à un réassortiment de séquences génomiques virales provenant de deux virus différents au sein d'une même cellule hôte (Yi Yeo & Ken-En Gan, 2021). Ces réassortiments peuvent notamment avoir lieu entre des virus infectant l'Homme et des virus infectant les animaux et amener à la production de particules virales « hybrides », exprimant de nouveaux antigènes N et H. Le *shift* est à l'origine de l'émergence de nouvelles souches ou sous-types d'influenza et a mené par le passé à des épisodes de pandémie ou à l'émergence de souches à potentiel zoonotique (CDC, 2022).

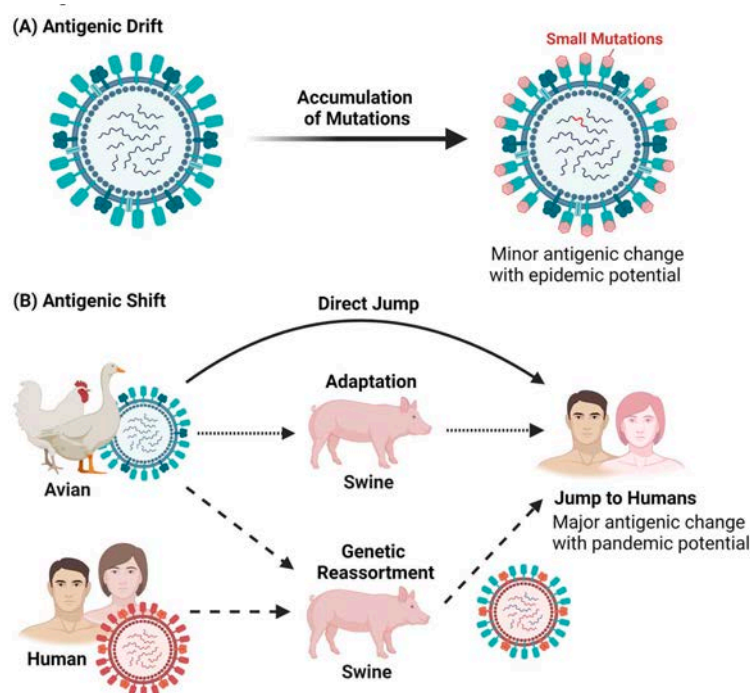


Figure 6. Variabilité antigénique des virus Influenza de type A

(A) Glissement antigénique : des mutations dans les séquences génomiques codant les protéines H et N peuvent être à l'origine de changements mineurs dans leur structure et entraîner l'apparition de phénomènes épizootiques.

(B) Cassure antigénique : un saut direct, une adaptation via une espèce tierce ou un réassortiment génomique au sein d'une espèce de l'hôte peuvent être à l'origine de changements brutaux de l'épitope antigénique et être à l'origine d'épisodes panzootiques.

D'après Yi Yeo & Ken-En Gan, 2021

2.7. Pouvoir pathogène

2.7.1. Détermination de la pathogénicité : létalité, IPIV et séquençage

L'Organisation Mondiale de la Santé Animale distingue parmi les virus influenza aviaries des souches faiblement pathogènes (IAFP, ou IALP pour « *low pathogenic* ») et des souches hautement pathogènes (IAHP, « *highly pathogenic* ») ([Organisation mondiale de la santé animale \[OMSA\], 2023a](#)). Les souches IAHP isolées sont pour l'instant toutes de sous-type H5 ou H7 et dérivent de souches IAFP de sous-types H5 ou H7 par mutations. Le caractère « hautement pathogène » est liée à une modification de la séquence codant le site de clivage protéolytique de l'hémagglutinine, avec une augmentation du nombre d'acides aminés basiques par substitutions, insertions ([Garcia et al., 1997](#)) ou par recombinaisons ([Suarez et al., 2004](#)). L'attribution du caractère faiblement ou hautement pathogène d'une souche repose sur des critères expérimentaux établis chez le poulet : létalité, index de pathogénicité intraveineuse (IPIV) et séquençage du segment génomique codant le site de clivage de l'hémagglutinine. Tous les virus ne répondant pas aux critères de « haute pathogénicité » sont désignés comme « faiblement pathogènes »

La létalité peut être déterminée après injection intraveineuse d'allantoïde infectée chez des poulets de 4 à 8 semaines : si le virus cause la mort de plus de 75% des poulets en 10 jours, il est désigné comme hautement pathogène.

Une autre méthode consiste à injecter par voie intraveineuse de l'allantoïde infectieuse à 10 poulets exempts de pathogènes âgés de 4 à 8 semaines. Chaque jour et pendant 10 jours, les poulets sont examinés et un score clinique leur est attribué (0 si normal, 1 si malade, 2 si sévèrement malade, 3 si mort). A l'issue des 10 jours, la moyenne de chaque poulet est calculée et correspond à l'index de pathogénicité intraveineuse (IPIV). Un IPIV supérieur à 1,2 classe le virus inoculé en hautement pathogène.

La dernière technique, majoritairement utilisée à l'heure actuelle, repose sur le séquençage du segment génomique codant le site de clivage de l'hémagglutinine. Une séquence génomique codant de multiples acides aminés basiques indique qu'une enzyme ubiquitaire de l'hôte est capable de cliver l'hémagglutinine, permettant la réplication virale dans de nombreux tissus de l'organisme et amenant à des signes cliniques plus sérieux. Cela est particulièrement le cas pour les sous-types H5 et H7 car ceux-ci présentent fréquemment un site de clivage polybasique et les phénomènes de remaniement antigénique y sont également fréquemment rencontrés, même si leur IPIV est initialement inférieur à 1,2. Ainsi, en cas d'isolement d'une souche de sous-type H5 ou H7, un séquençage du segment génomique codant les acides aminés basiques est requis.

2.7.2. Facteurs de variation de la pathogénicité

Le pouvoir pathogène des souches d'influenza de type A est variable selon l'espèce hôte, l'âge, les facteurs environnementaux, la présence de potentielles co-infections et selon l'immunité de l'hôte ([Evseev & Magor, 2019](#)). Les canards ont par ailleurs la capacité à n'exprimer aucun ou peu de signes cliniques suite à l'infection par certaines souches d'influenza et à néanmoins excréter une quantité importante de particules virales dans l'environnement. Certains auteurs ont ainsi qualifié ces espèces de « chevaux de Troie » de l'influenza tant elles constituent un réservoir souvent

asymptomatique et une source de contamination importante pour les espèces domestiques (Kim *et al.*, 2019). Parmi les Anseriformes, le pouvoir pathogène varie selon les espèces. Par exemple, la sensibilité du canard de Barbarie (*Cairina moschata*) est plus élevée que celle du canard colvert (*Anas platyrhynchos*) (Cagle *et al.*, 2012). De même, après infection par des virus A(H5N1), le canard de Barbarie présente des signes cliniques plus importants, comparé à plusieurs autres espèces de canards domestiques, dont le canard Pékin (Pantin-Jackwood *et al.*, 2013). L'âge lors de l'infection conditionne également la réponse clinique. En comparant la réponse à l'infection de deux virus A(H5N1) chez des canards Pékin (*Anas platyrhynchos domesticus*) de 2 et 5 semaines, Pantin-Jackwood & Swayne (2007) ont observé chez les animaux plus jeunes un taux de mortalité plus élevé et des lésions histologiques plus importantes. La souche virale entre aussi en considération dans les facteurs de sensibilité. Kim *et al.* (2008) ont étudié le pouvoir pathogène de plusieurs clades dominants en Asie (1, 2.3, 2.3.4) en inoculant le virus influenza A(H5N1) à des canards Pékin. Leurs résultats montrent que les canards infectés par le clade 2.3.4 ont présenté des signes cliniques plus tôt que les autres clades. De même, 7 jours post-inoculation, tous les canards infectés par ce clade étaient morts contrairement à ceux infectés par les autres clades.

2.8. Présentations cliniques et lésionnelles

La période d'incubation du virus de l'influenza aviaire chez les oiseaux est de 24 à 48h bien que certaines données indiquent qu'un délai d'une semaine à dix jours est fréquemment observé en élevage.

2.8.1. Signes cliniques de l'infection IAFP

L'infection par le virus IAFP se manifeste généralement par des signes cliniques légers à modérés, parfois même subcliniques. Une faible mortalité (moins de 5 %) et une forte morbidité (plus de 50 %) sont fréquemment observées. Les systèmes respiratoire, urinaire et reproducteur sont les plus touchés, se traduisant par de la toux, des éternuements, une augmentation des sécrétions oculaires ou une diminution de la ponte. Une détérioration de l'état général peut également être observée, avec une baisse de la consommation d'eau et de nourriture, une léthargie, ainsi qu'une perte de poids chez les animaux (Pantin-Jackwood & Swayne, 2009). Les signes cliniques peuvent être plus graves en cas de co-infection avec d'autres agents pathogènes, surtout chez les jeunes animaux ou selon les souches virales impliquées.

2.8.2. Signes cliniques de l'infection IAHP

L'infection par un virus IAHP peut présenter une évolution aiguë à suraiguë chez les gallinacés. L'évolution suraiguë est davantage retrouvée chez les poulets et les dindes. Elle se caractérise par la présence d'animaux retrouvés morts sans signes précurseurs ou dans un état comateux au sol. Une diminution des prises hydrique et alimentaire, une diminution d'activité et des vocalises ou une chute de ponte peuvent constituer des signes d'alerte en élevage. Des signes respiratoires (dyspnée, râles, toux, écoulements nasaux et oculaires...), digestifs (diarrhée, parfois hémorragiques) ainsi que des signes nerveux (torticolis, opisthotonos, nystagmus, incoordination motrice, mouvements de pédalage...) peuvent être observés dans les formes aiguës (Pantin-

[Jackwood & Swayne, 2009](#)). La mort est généralement observée en 1 à 2 jours avec un taux de mortalité élevé.

Dans la faune sauvage et chez les palmipèdes, l'infection à IAHP ne produisait avant 2002 que peu de signes cliniques et de mortalité. Depuis l'émergence des virus A(H5Nx) de clade 2.3.4.4b, la faune sauvage ainsi que les palmipèdes ont montré, pour certaines souches virales, davantage de formes cliniques ([Pantin-Jackwood & Swayne, 2009](#)). Ainsi, avec des souches virales peu virulentes, les signes cliniques sont légers à absents. En revanche, pour les souches plus virulentes, ont été observés des signes nerveux (tremblements, perte d'équilibre, convulsions, tête penchée, paralysie...), des signes généraux (apathie, anorexie, perte de poids, hyperthermie), oculaires (perte de vision, opacité cornéenne) et/ou digestifs (diarrhée verdâtre) ([Pantin-Jackwood, 2017](#)). Les virus ayant subi des réassortiments, comme le virus A(H5N8) circulant en France en 2016, peuvent être à l'origine de signes nerveux bien plus marqués chez les canards, contrairement aux gallinacés qui n'expriment que peu ces symptômes à la faveur de signes respiratoires ([Foret-Lucas et al., 2023](#)).

2.8.3. Lésions macroscopiques

L'infection par le virus de l'IAHP se caractérise par une atteinte multisystémique, avec des lésions macroscopiques variables en fonction de la souche virale, de l'espèce animale infectée, de l'âge des animaux et du stade de l'infection. Les lésions observées sont principalement de nature hémorragique et congestive. À l'examen clinique, des signes tels qu'un plumage ébouriffé et un œdème au niveau de la face, de la crête, des caroncules, des barbillons, des ailes ou des pattes peuvent être remarqués ([Gaide et al., 2022](#) ; [Pantin-Jackwood & Swayne, 2009](#)). Des foyers nécrotiques ou des hémorragies sous-cutanées peuvent également être présentes dans certaines de ces régions. Chez les palmipèdes, l'examen externe peut s'avérer plus frustré. Par exemple, [Gaide et al. \(2022\)](#) ne rapportent qu'une variation de la couleur du bec chez des canards naturellement infectés pendant l'épizootie à A(H5Nx) en France en 2015-2016.

À l'examen nécropsique interne, des lésions congestives, hémorragiques, pétéchiales et/ou nécrotiques peuvent être observées sur de nombreux organes. La rate peut être de taille augmentée et tachetée. Chez les poules pondeuses, du vitellus peut être retrouvé libre dans la cavité coelomique. Un œdème sévère des poumons, associé à des foyers hémorragiques peuvent également être retrouvés. Chez les jeunes animaux, la bourse de Fabricius et le thymus peuvent être atrophiés et congestifs.

2.9. Éléments d'épidémiologie et d'historique concernant les virus influenza aviaires hautement pathogènes

2.9.1. Écologie des virus IAHP

2.9.1.1. Rôle de l'avifaune sauvage

Les hôtes naturels et réservoirs des virus influenza de type A sont les oiseaux aquatiques appartenant à l'ordre des Anseriformes (canards, oies, cygnes) et à l'ordre des Charadriiformes (mouettes, sternes, oiseaux de rivage). Chez les Anseriformes, la majorité des infections est rapportée chez des canards de la sous-famille des *Anatinae*, parmi laquelle le canard colvert (*Anas platyrhynchos*) joue un rôle prépondérant dans le maintien de l'infection dans l'avifaune sauvage (Stallknecht & Brown, 2017). L'avifaune sauvage ne présente pas toujours de signes cliniques ou de mortalité suite à l'infection. Les périodes de migrations de l'avifaune sauvage migratrice représentent des périodes particulièrement à risque d'introduction des virus influenza sur le territoire. En France, la période à risque maximale d'introduction est la période de migration descendante (mi-août-fin décembre) pendant laquelle les oiseaux migrateurs, où se côtoient individus naïfs et adultes, sont plus nombreux et ont une charge virale, un niveau et une durée d'excrétion très élevés (Anses, 2017). La période d'hivernage, pendant laquelle les oiseaux migrateurs cherchent la nourriture et s'accouplent et pour laquelle la France est un site majeur, est également une période à haut risque d'introduction virale (Anses, 2017). Auparavant, les oiseaux sauvages étaient réservoirs de virus IAHP, causant peu de signes cliniques et de mortalité chez ceux-ci, qui pouvaient ensuite se transmettre aux animaux domestiques et muter en virus IAHP. Aujourd'hui, les oiseaux sauvages sont également vecteurs de virus IAHP et peuvent en être les victimes. Enfin, alors qu'une intersaison était habituellement observée avec pas ou peu de cas d'influenza aviaire déclarés, en 2021, des cas et des foyers sont répertoriés pendant l'été, laissant craindre un risque d'endémisation virale dans l'avifaune sauvage.

2.9.1.2. Voies de transmission et modes de contamination chez les animaux

La transmission du virus influenza dans les populations sauvages et d'oiseaux domestiques passe majoritairement par la voie oro-fécale (Webster *et al.*, 1992), bien que d'autres voies de transmission aient été décrites (intranasale, intratrachéale, intraoculaire, intragluviale) (França *et al.*, 2012). Le virus conserverait ses propriétés infectieuses pendant au moins 30 jours à 4°C et 7 jours à 20°C dans les fèces de canards (Webster *et al.*, 1978). L'eau est considérée comme une voie de transmission indirecte dans laquelle les particules virales pourraient conserver leur pouvoir infectieux pendant plusieurs mois, même à de très faibles températures (Ramey *et al.*, 2020). La contamination peut également passer par l'alimentation, par les œufs, par du matériel contaminé, par l'intervention humaine (vêtements, mains), par l'air sur de faibles distances ou encore par la poussière (Sims *et al.*, 2017). Récemment, Gaide *et al.* (2023) ont également proposé que les plumes pourraient participer à la transmission du virus chez les canards domestiques infectés par certains virus A(H5N1) de clade 2.3.4.4b.

2.9.1.3. Espèces animales affectées

Les espèces réceptives aux virus influenza de type A sont les oiseaux. La transmission entre individus est rendue possible par la présence au sein de leurs épithéliums intestinaux et respiratoires de la liaison α -2,3-Gal. Ainsi, l'infection par des virus influenza de type A a été décrite chez de multiples espèces aviaires, notamment domestiques (ex. poulet, poule, dinde, pintade, canard, pigeons, cailles, oiseaux de volière ou de zoo, etc.) (Alexander, 2000). Les virus influenza aviaires sont également connus pour infecter un large éventail de mammifères (carnivores domestiques, sauvages, mammifères aquatiques) avec une augmentation préoccupante du nombre de cas recensés d'infection à virus IAHP A(H5N1) du clade 2.3.4.4b depuis 2022. Ainsi, depuis 2015, 373 foyers d'influenza aviaire chez les mammifères ont été rapportés à l'OMSA (OMSA, 2024). Un exemple récent concerne la positivité d'élevages de vaches laitières à ce virus aux États-Unis, alors que cette espèce était auparavant épargnée par l'infection (Ly, 2024). De mars à mai 2024, une cinquantaine d'élevages de vaches laitières situés aux États-Unis ont été testés positifs à ce virus (CDC, 2024), et un cas humain lié à une exposition à des animaux infectés a été rapporté (CDC, 2024).

Le porc est une espèce particulièrement surveillée car elle possède à la fois la liaison α -2,3-Gal et α -2,6-Gal, le rendant réceptif à certains virus influenza aviaires (Kida *et al.*, 1994). Il est considéré par certains auteurs comme un « récipient mélangeur » car il peut être infecté dans le même temps par un virus influenza aviaire et un virus influenza humain, permettant possiblement des phénomènes de réassortiments menant à une cassure antigénique (Long *et al.*, 2019).

2.9.1.4. Risque zoonotique

La transmission de virus IAHP à l'Homme relève de cas sporadiques, dans des conditions bien spécifiques. En effet, les cas recensés sont ceux de personnes ayant eu des contacts avec des oiseaux infectés, un environnement contaminé ou fréquentant des marchés de volailles vivantes (EFSA *et al.*, 2024). Aucun cas de transmission interhumaine n'a pour l'instant été décrit. Ainsi, de 2003 au 26 février 2024, près de 887 cas humains d'infections à virus IAHP A(H5N1) ont été rapportés à l'OMS dans de nombreux pays à travers le monde (Figure 7) (OMS, 2024). Des cas d'infection à H5N6, H5N8, à H7N7 et à H7N9 ont également été rapportés depuis 1959 (Shi *et al.*, 2023). Aucun cas humain n'a cependant été rapporté en France jusqu'à présent.

L'expression de l'infection peut varier de formes asymptomatiques à des signes légers d'infection de la sphère respiratoire (toux, fièvre) ou plus graves (pneumonie, détresse respiratoire) à la mort avec un taux de létalité rapporté d'environ 52% (OMS, 2023a). Dans le cadre de l'approche *One Health - Une seule santé*, le Comité de veille et d'anticipation des risques sanitaires (COVARS) a identifié en juin 2023 des éléments liés à l'influenza aviaire de nature à accroître le risque pour la santé humaine (COVARS, 2023). Sont notamment évoqués le risque d'endémisation du virus dans l'avifaune sauvage, l'augmentation de la mortalité dans l'avifaune sauvage et la hausse des événements de dépassements de barrière d'espèce. L'OMS précise que « *les épizooties d'influenza aviaire en cours présentent un risque pour l'être humain* » (OMS, 2023b). La dernière analyse de risque réalisée par le Centre européen de prévention et de contrôle des maladies caractérise toutefois comme « faible » et « faible à modéré » le risque d'infection humaine à virus

influenza A(H5N1) de clade 2.3.4.4b, respectivement pour la population générale et pour les personnes travaillant auprès d'animaux infectés par l'influenza aviaire (EFSA, 2024).

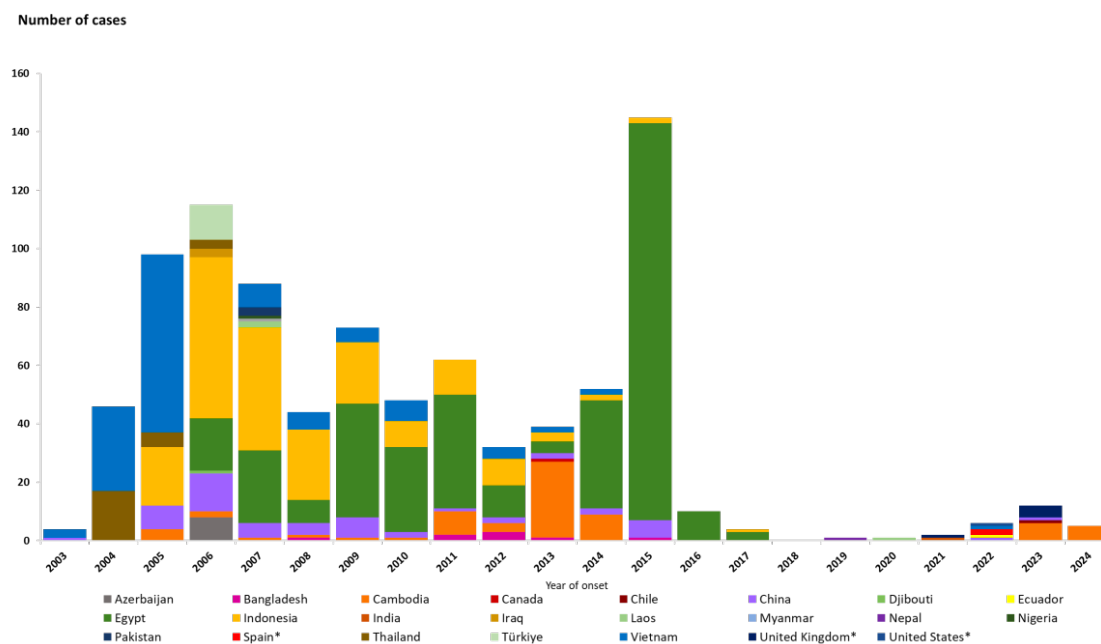


Figure 7. Évolution du nombre de cas humains d'infections à A(H5N1) de 2003 à 2024 dans le monde D'après EFSA, 2024

2.9.2. Rôle des élevages de canards dans l'épidémiologie des virus influenza aviaries en France

Les élevages de palmipèdes jouent un rôle prépondérant dans l'épidémiologie de l'influenza aviaire en France. [Andronico et al. \(2019\)](#) ont montré, sur la base d'un modèle mathématique évaluant l'évolution spatiotemporelle de l'épizootie A(H5N8) de clade 2.3.4.4b dans le Sud-Ouest en 2016-2017, que les élevages de palmipèdes étaient 2,5 fois plus réceptifs et 5 fois plus infectieux que les élevages de galliformes. Les élevages de canards infectés auraient également été responsables de plus de 80% des événements de transmission répertoriés dans la région à cette période. Durant la saison 2021-2022, l'excrétion asymptomatique des canards au moins 5 jours avant les signes cliniques et le délai entre l'infection et sa détection (environ 10 jours) ont également été considérés comme des points critiques dans la diffusion du virus entre élevages ([Anses, 2022a](#)). Les spécificités des modes d'élevage des palmipèdes ont amené l'[Anses \(2022c\)](#) à les classer à un niveau de risque « fort » d'introduction et de diffusion des virus influenza aviaries (voir [paragraphe 4.4.3.](#)).

Chez les palmipèdes gras, l'accès à un parcours plein-air, notamment avec des zones boueuses, humides et des points d'alimentation, attractifs pour l'avifaune sauvage constitue un facteur de risque majeur d'introduction de virus influenza dans l'élevage.

Une des explications possibles à leur haut potentiel de diffusion réside dans la forte densité des élevages de canards dans les bassins de production (**Figure 8**). Pour l'épizootie due au virus A(H5N8) ayant circulé durant l'hiver 2016-2017, des simulations de réduction du nombre d'élevages de palmipèdes dans les communes les plus denses du Sud-Ouest ont ainsi eu pour

conséquence d'aboutir à une réduction significative des zones avec un taux de reproduction⁶ (R_0) élevé et du nombre d'élevages de volailles infectés (Bauzile *et al.*, 2023).

La production de canards à foie gras est particulièrement concernée du fait de phases de vie possiblement réalisées dans des élevages différents et donc des modalités de transport nécessaires pour transférer les animaux d'un élevage à un autre. Sont principalement concernés les mouvements de palmipèdes prêts-à-gaver (PAG) vers les ateliers de gavage. Sur la vague épizootique 2016-2017, Guinat *et al.* (2019) ont ainsi montré que le nombre d'élevages de volailles infectés augmentait non seulement avec la densité d'élevages de canards dans la région mais aussi avec la densité des mouvements sortants de canards. Ces mouvements, en particulier entre la phase de croissance et la phase de gavage, ont pu être à l'origine d'événements de transmission virale entre élevages (Guinat *et al.*, 2020a, sur 6500 mouvements analysés entre 2000 élevages, environ 0,2% de mouvements de canards à risque). Les auteurs suggèrent également que les premiers foyers de l'épizootie 2016-2017 auraient pu être liés au déplacement de canards infectés entre élevages, avec un risque de transmission d'un élevage infecté vers un autre estimé à environ 35%. Dans un travail plus récent, c'est davantage le rôle de contacts indirects (véhicules de transport contaminés) que de contacts directs (échanges de canards vivants infectés) qui a été incriminé dans la transmission entre élevages (Bauzile *et al.*, 2022). La probabilité d'infection d'un élevage suite à un contact indirect ou direct avec un élevage reconnu infecté a ici été estimée à plus de 33% dans les 7 jours suivant le contact.

En comparant des élevages de canards infectés par un virus influenza A(H5N8) et des élevages de canards sains (France, Sud-Ouest, 2016-2017), Guinat *et al.* (2020b) ont identifié des facteurs de risque relatifs aux mesures de biosécurité pouvant expliquer en partie le rôle des élevages de canards dans l'épidémiologie des virus influenza en France. Une mauvaise gestion des flux de véhicules ou une mauvaise délimitation des élevages ou des bâtiments ont ainsi pu être identifiés comme des facteurs de risques positifs d'infection virale.

L'ensemble de ces données ont conduit l'Anses (2022a) à juger « *nécessaire de réduire drastiquement les densités d'élevages et le nombre de canards par élevage en période à risque, ainsi que les mouvements d'animaux et les distances de transport, en veillant à préserver les zones indemnes.* »

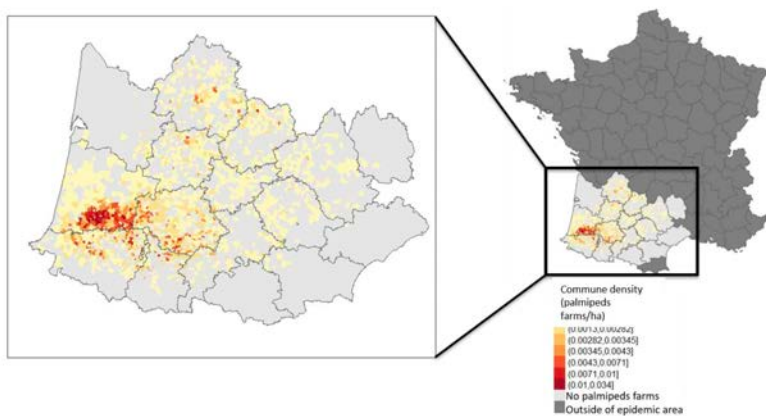


Figure 8. Distribution de la densité des élevages de palmipèdes par commune dans le Sud-Ouest de la France.

D'après Anses, 2022d

⁶ Nombre d'élevages infectés par un même élevage

2.9.3. Les épizooties aviaires à IAHP A(H5Nx)

2.9.2.1. Un bref historique international

Dans les années 1880, un virus présentant les caractéristiques actuelles d'un virus IAHP est identifié au nord de l'Italie et baptisé « virus de la peste aviaire ». De 1880 à 1959, les cas de peste aviaire rapportés étaient dus à des virus IAHP H7N7 et H7N1 et ont été retrouvés en Europe, Asie, Afrique et Amérique. La première détection d'un virus IAHP H5N1 remonte à 1959 en Écosse. [Lee et al. \(2019\)](#) s'interrogent sur l'origine de ces virus : il n'est pas établi que ces virus résultent de conversion d'IAFP vers IAHP ou s'ils résultent d'une seule et même lignée d'IAHP. De 1959 à 1999, 18 épizooties d'IAHP sont rapportées au niveau mondial, avec la moitié due à des virus H7 et l'autre à H5 ([Swayne & Suarez, 2020](#)). La quasi totalité des foyers identifiés résultent d'évolution de virus IAFP vers des virus IAHP. Jusqu'au milieu des années 1990, les infections à IAHP ne circulaient que chez les volailles domestiques et non dans l'avifaune sauvage. Cependant, en 1996, émerge en Chine la lignée A/Gs/Gd/1/1996 (H5N1) ([Xu et al., 1999](#)) qui, elle, à force de mutations et de réassortiments génétiques avec des virus IAFP, se maintient depuis au niveau mondial dans l'avifaune sauvage et les volailles. Depuis cette date, cette lignée serait responsable de plus de 84 épizooties dans le monde. En 1997, des cas de mortalités chez des volailles domestiques et chez l'Homme sont également rapportés à Hong Kong et en 2002, la première épizootie à virus IAHP H5 du siècle touche cette même région avec des niveaux de mortalité élevés ([Ellis et al., 2004](#)). Depuis 2003, cette lignée s'est répandue et a pu devenir enzootique dans plusieurs pays voisins de l'Asie du Sud-Est (Indonésie, Vietnam, Japon, Thaïlande, Chine, Corée du Sud, Cambodge, Laos, Malaisie, République de Corée). En 2005, un nouveau clade (2.2) émerge dans la province de Qinghai en Chine et tue plus de 6000 oiseaux sauvages. Celui-ci se répand à quelques pays d'Asie (Kazakhstan, Mongolie), d'Europe de l'Est (Roumanie, Ukraine, Croatie) et en Egypte (premier virus IAHP détecté en Afrique). C'est également en 2005 que le clade 2.3.4 émerge en Chine. En 2006, des virus liés au clade 2.2 sont identifiés en Europe, Afrique de l'Est et en Asie (Moyen-Orient, Pakistan, Inde). De 2005 à 2009, le clade 2.2 est majoritairement retrouvé en France et dans 15 autres pays européens. C'est ensuite le clade 2.3.2.1c qui fut retrouvé en Europe de l'Est (Roumanie, Bulgarie) à partir de 2009-2010 et jusqu'en 2015. Dans les années 2000, le clade 2.3.4 continue à évoluer avec les premières détections du clade 2.3.4.4 en 2008 en Chine. Depuis 2009, les virus de ce clade ont même pu acquérir une neuramidinase de sous-type différent à la suite de réassortiments avec des virus IAFP, menant à l'émergence de virus H5N2, H5N3, H5N5 H5N6, et H5N8. En 2014, des foyers d'IAHP de clade 2.3.4.4 sont recensés en Asie (République de Corée, Chine, Japon, Laos, Vietnam, Taiwan) et en Europe. C'est cette même année qu'est rapportée la première incursion d'un virus issu de la lignée Gs/Gd sur le territoire nord-américain, à l'origine d'une épizootie sans précédent causant la perte d'environ 50 millions de volailles dans le pays. Dans le même temps, un nouveau virus du clade 2.3.2.1c est détecté et se propage en Russie, en Europe de l'Est (Bulgarie, Roumanie) et en Afrique. En 2014-2015, l'Egypte connaît d'importantes épizooties dues au clade 2.2.1.2 associés à une augmentation du nombre de cas humains. Depuis 2014, les virus IAHP H5 identifiés en Europe sont majoritairement issus du clade 2.3.4.4. Au total, entre 2005 et

2020, il y a aurait eu au moins dix incursions de virus issus de la lignée Gs/Gd en Europe dont trois dues au clade 2.2, deux au clade 2.3.2.1c et cinq au clade 2.3.4.4.

Ainsi, sur la période 2005-2020, selon que sont considérés les sous-types ou les clades viraux et selon les auteurs, 3 à 4 vagues intercontinentales d'infections à IAHP H5 ont eu lieu dans le monde (**Tableau VI** ; **Tableau VII**). D'après l'OMSA, entre janvier 2005 et novembre 2022, les virus IAHP A(H5Nx) sont à l'origine de plus de 8500 épizooties et de la perte de près de 400 millions de volailles à travers le monde ([OMSA-WAHIS](#)).

Tableau VI. Les trois vagues d'épizooties à virus H5Nx dans le monde, d'après Shi *et al.*, 2023.

Vagues	Périodes	Sous-type viral	Régions ou pays concernés	Pertes oiseaux dom.
1	2005 - 2010	H5N1	Principalement Asie Quelques pays africains et européens	55,1 millions
2	2011 - 2019	Multiples (H5N8, H5N1, autres sous-types)	Asie, Europe, Afrique, Amérique du Nord	139,9 millions
3	Depuis 2020	H5N8, H5N1	Principalement Europe et Amérique du Nord Quelques foyers en Afrique et en Asie	194 millions (fin nov 2022)

Tableau VII. Les quatre vagues d'épizooties à virus H5Nx dans le monde jusqu'en 2017, d'après Lee *et al.*, 2021.

Vagues	Périodes	Sous-type et clade	Régions ou pays concernés
1	2005 - 2006	H5N1 clade 2.2	Chine, Mongolie, Russie, Asie centrale, 20 pays européens, Moyen-Orient, Afrique de l'Est, Japon, République de Corée
2	2009 - 2010	H5N1 clade 2.3.2.1c	Principalement l'Asie de l'Est (Chine, Mongolie, Japon, République de Corée) Europe de l'Est (Russie, Roumanie, Bulgarie) Népal
3	2014 - 2015	H5Nx clade 2.3.4.4a (à l'origine H5N8 puis multiples réassortiments)	De l'Asie de l'Est puis répartition mondiale
		H5N1 clade 2.3.2.1c	Russie, Chine, Moyen-Orient, Afrique de l'Ouest, Cameroun, Roumanie, Bulgarie, Asie centrale
4	2016 - 2017	H5Nx clade 2.3.4.4b	Asie, Moyen-Orient, Europe, Afrique

2.9.2.2. L'émergence et la propagation des virus du clade 2.3.4.4 en

Europe

A la fin 2013-début 2014, deux groupes distincts du clade 2.3.4.4 sont détectés en Chine et en Corée du Sud, à savoir les sous-clades 2.3.4.4a et 2.3.4.4b. Le clade 2.3.4.4b est considéré comme le principal responsable des vagues épizootiques que l'Europe a connu depuis 2016.

Le virus A(H5N8) de clade 2.3.4.4a s'est propagé *via* l'avifaune sauvage à travers le monde dès 2014. Il a subi de multiples réassortiments avec des souches d'IAFP et a produit d'autres sous-types A(H5Nx). Ce virus a été détecté pour la première fois en Europe en novembre 2014 dans l'avifaune libre et dans des élevages de volailles ([Verhagen et al., 2021](#)). Il s'est propagé dans plusieurs pays (Allemagne, Pays-Bas, Royaume-Uni, Italie, Hongrie et Suède) avant de ne plus être détecté en Europe à partir de mars 2015.

Le virus A(H5N8) de clade 2.3.4.4b fut détecté en Europe pour la première fois en octobre 2016 (Hongrie). Il s'est ensuite propagé à plus de 30 pays européens et a subi de multiples réassortiments avec des souches d'IAFP circulant dans l'avifaune sauvage, menant à l'apparition d'autres sous-types (H5N5, H5N6) dans plusieurs pays européens. Cet épisode a été responsable d'environ 1600 cas dans l'avifaune libre et de plus de 1200 épizooties chez les oiseaux domestiques sur cette période ([Adlhoch et al., 2023](#)). En 2017, le sous-type H5N6 (clade 2.3.4.4b) est détecté en Europe du Nord puis se propage dans au moins 11 pays européens. Une nouvelle incursion de virus de sous-type H5N8 est détectée à partir de fin 2019 et se cantonne à l'Allemagne et à des pays d'Europe de l'Est (Roumanie, Slovaquie, Ukraine, Hongrie, République tchèque, Bulgarie). À partir d'octobre 2020, plusieurs vagues épizootiques d'infection à IAHP A(H5Nx) de clade 2.3.4.4b touchent l'Europe. D'octobre 2020 à septembre 2021, 31 pays européens sont touchés avec 2500 cas et 1400 cas chez les oiseaux domestiques. Le virus en cause est principalement de sous-type H5N8 ([EFSA, 2021](#)). D'octobre 2021 à septembre 2022, une vague dévastatrice touche 37 pays européens, avec 2500 épizooties rapportées chez les volailles domestiques, 227 chez oiseaux captifs et plus de 3900 cas identifiés dans la faune sauvage. Lors de cette vague, le virus exclusivement incriminé est de sous-type H5N1 et entraîne l'abattage d'environ 50 millions d'animaux en Europe ([EFSA, 2023](#)).

2.9.2.3. Historique français

Au cours des quinze dernières années, la France a été touchée par plusieurs vagues d'épizooties à IAHP A(H5Nx). Les premiers cas d'infections sur le territoire sont rapportés en 2006 et 2007 dans l'est de la France. Ce virus, issu de la lignée Gs/Gd/1996 clade 2.2 est identifié chez des dizaines d'oiseaux sauvages de différentes espèces et crée un foyer dans un élevage de dindes en claustration dans l'Ain ([Le Gall-Reculé et al., 2008](#)). Jusqu'en 2015, aucun autre virus de la lignée Gs/Gd/1996 n'a été détecté en France.

2.9.2.3.1. 2015-2016

Fin novembre 2015, un virus IAHP A(H5N1) est détecté dans une basse-cour en Dordogne (Sud-Ouest) ([Briand et al., 2017](#)). De cette première détection jusqu'à août 2016, environ 80 virus IAHP de différents sous-types ont été identifiés (H5N1, H5N2, H5N9). De novembre 2015 à septembre

2016, le nombre total d'élevages touchés par l'IAHP s'élevait à 81 (Huneau-Salaün *et al.*, 2016), dont une majorité était des élevages détenant des palmipèdes à foie gras (80% des foyers) (Le Bouquin *et al.*, 2016). La totalité des élevages touchés étaient situés dans le Sud-Ouest (Figure 9), où près de 50% des élevages de canards auraient été infectés (Bolo & Fournier, 2023). Durant cet épisode, les palmipèdes ont présenté une infection asymptomatique dans 76% des cas (Scoizec *et al.*, 2017), contrairement aux élevages de galliformes qui ont présenté des taux de mortalité plus élevés.

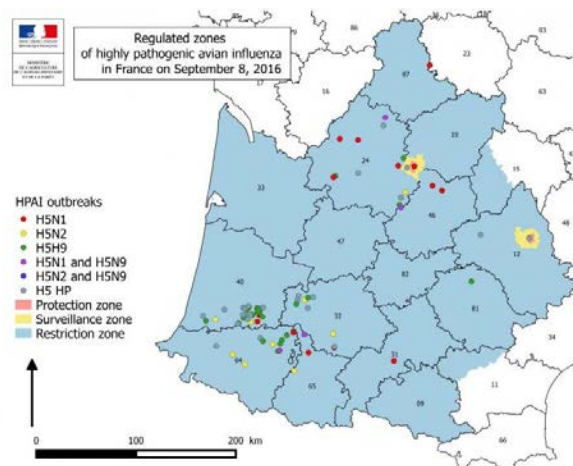


Figure 9. Cartographie des foyers d'IAHP déclarés en élevages de volailles en France (Sud-Ouest) entre novembre 2015 et septembre 2016.

D'après Huneau-Salaün *et al.*, 2016

2.9.2.3.2. 2016-2017

Le 26 novembre 2016, un foyer d'infection à virus A(H5N8) du clade 2.3.4.4b de la lignée Gs/Gd/1996 est détecté sur des canards sauvages dans le Nord de la France (MAAF, 2016). Il se répand dans les mois suivants majoritairement dans les élevages du Sud-Ouest et quelques élevages du Grand Ouest (Guinat *et al.*, 2018) (Figure 10). Au total, plus de 50 cas dans l'avifaune sauvage ont été recensés et 484 foyers déclarés en élevage de volailles durant la période hivernale s'étalant de décembre 2016 à février 2017, entraînant l'abattage d'environ 6 millions de volailles (Guinat *et al.*, 2019). La majorité des foyers recensés concernent des élevages de canards (395 foyers soit 81,6% des foyers) situés dans les départements des Landes et du Gers (Guinat *et al.*, 2018).

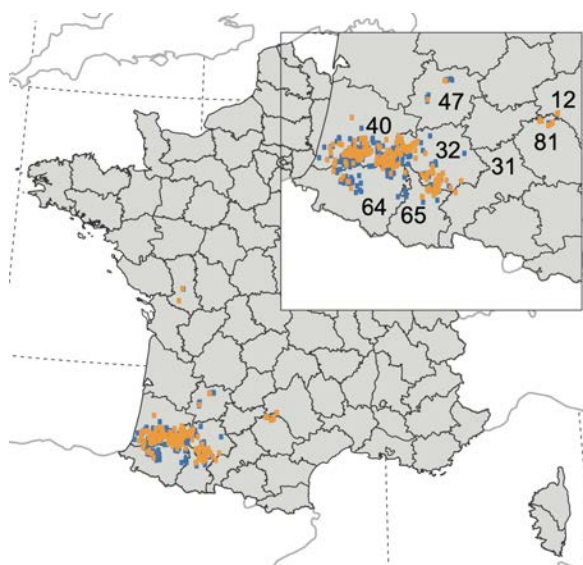


Figure 10. Cartographie des foyers d'IAHP déclarés en élevages de volailles en France entre novembre 2016 et mars 2017.

Les foyers déclarés d'IAHP sont représentés par les carrés de couleurs orange et bleu.

Adapté de [Guinat et al., 2018a](#)

2.9.2.3.3. 2020-2021

Au début du mois de novembre 2020, un cas d'infection A(H5N8) lignée Gs/Gd/1996 est identifié dans une animalerie en Corse du Nord ([EFSA, 2020](#)). Le virus se propage rapidement et une nouvelle vague épizootique touche la France, avec 3 sous-types circulants (H5N1, H5N3 et H5N8 majoritaire), établissant le nombre de foyers déclarés dans les élevages à 492. Une nouvelle fois, ce sont majoritairement des élevages de palmipèdes et localisés dans le Sud-Ouest (seulement 17 foyers hors Sud-Ouest) qui sont touchés ([Briand et al., 2022](#) ; [ESA, 2021a](#)) (**Figure 11**). Le nombre de cas recensés dans l'avifaune sauvage est de 22 pour la saison 2020-2021 ([ESA, 2021a](#)). Environ 3 millions de volailles ont été abattues sur la période novembre 2020-mai 2021 ([Anses, 2021](#)).

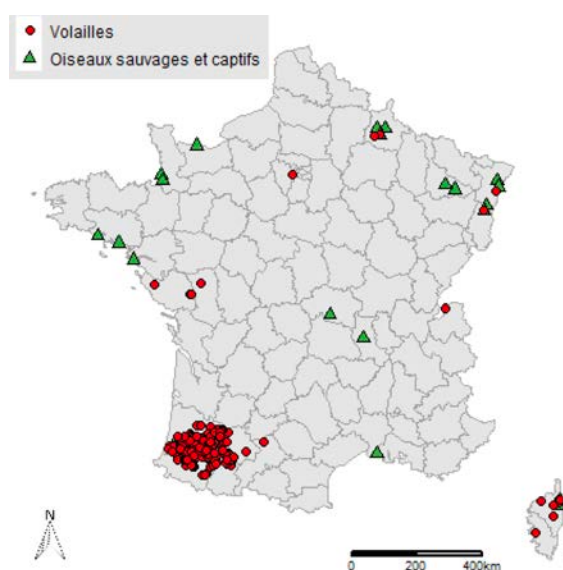


Figure 11. Cartographie des foyers et des cas d'IAHP recensés en France entre novembre 2020 et mai 2021.

D'après [ESA, 2021](#)

2.9.2.3.4. 2021-2022

En novembre 2021, des cas d'infections à IAHP A(H5N1) (clade 2.3.4.4b) sont identifiés dans l'avifaune sauvage à l'Est de la France et un premier foyer est déclaré dans un élevage de 160 000 poules pondeuses des Hauts-de-France à la fin du même mois (ESA, 2021b). Le virus se propage dans un premier temps, à partir du mois de décembre 2021, aux départements du Sud-Ouest (Gers, Hautes-Pyrénées, Landes et Pyrénées-Atlantiques, 365 foyers au total) (**Figure 12A**). Alors que les épizooties ayant touché la France les années précédentes s'étaient majoritairement cantonnées au Sud-Ouest, au début de l'année 2022, le Grand Ouest est frappé par une grande vague d'infections à IAHP A(H5N1). Un premier cas est déclaré en élevage en Vendée et quelques cas sporadiques sont ensuite détectés jusqu'à mi-février 2022, date à partir de laquelle se produit une augmentation significative et rapide du nombre de foyers déclarés pour aboutir à un total de plus de 860 foyers dans la région sur la période fin 2021-fin avril 2022 (ESA, 2022a) (**Figure 12B**). A partir de mars 2022, des cas sont également déclarés dans le Centre Ouest (Dordogne, Lot, Lot-et-Garonne...) avec un total de 137 foyers en élevage sur la saison dans cette zone (**Figure 12C**). Sans précédent, cette épizootie entraîne la mise à mort de plus de 21 millions de volailles, dont 11 millions dans le Grand Ouest, avec 1400 foyers déclarés dans les élevages de volailles, 51 cas dans l'avifaune sauvage et 35 cas en basse-cours entre le 08 novembre 2021 et le 15 mai 2022 (ESA, 2022b). Près de 98% des élevages de volailles infectés l'ont été par le sous-type A(H5N1), contrairement à l'épizootie 2020-2021. Toutes les séquences appartiennent au clade 2.3.4.4b. Les élevages principalement touchés sont ceux de canards (59,4% des foyers) et de poulets (23,4% des foyers) (Lambert *et al.*, 2022). Fait exceptionnel en France, en plein été 2022 et en ce qui est d'habitude considéré comme « l'intersaison », deux nouveaux foyers de volailles sont déclarés dans la Manche (poulets de chair) et dans la Somme (dindes) (ESA, 2022c). L'incidence de cas dans l'avifaune sauvage est de plus particulièrement élevée comparée aux années précédentes.

2.9.2.3.5. 2022-2023

Les premiers foyers de la saison sont détectés peu après, vers la mi-août. Du 1^{er} août 2022 au 31 juillet 2023, 396 foyers ont été déclarés en élevage (virus A(H5N1), clade 2.3.4.4b). Des foyers sont détectés en élevages dans de nombreux départements français (**Figure 13**), même si les plus touchés restent ceux du Sud-Ouest (70 foyers rien que dans le département du Gers) et ceux du Grand Ouest (120 foyers en Vendée, 35 dans les Deux-Sèvres) (ESA, 2023). Près de 250 foyers français concernent des élevages de palmipèdes.

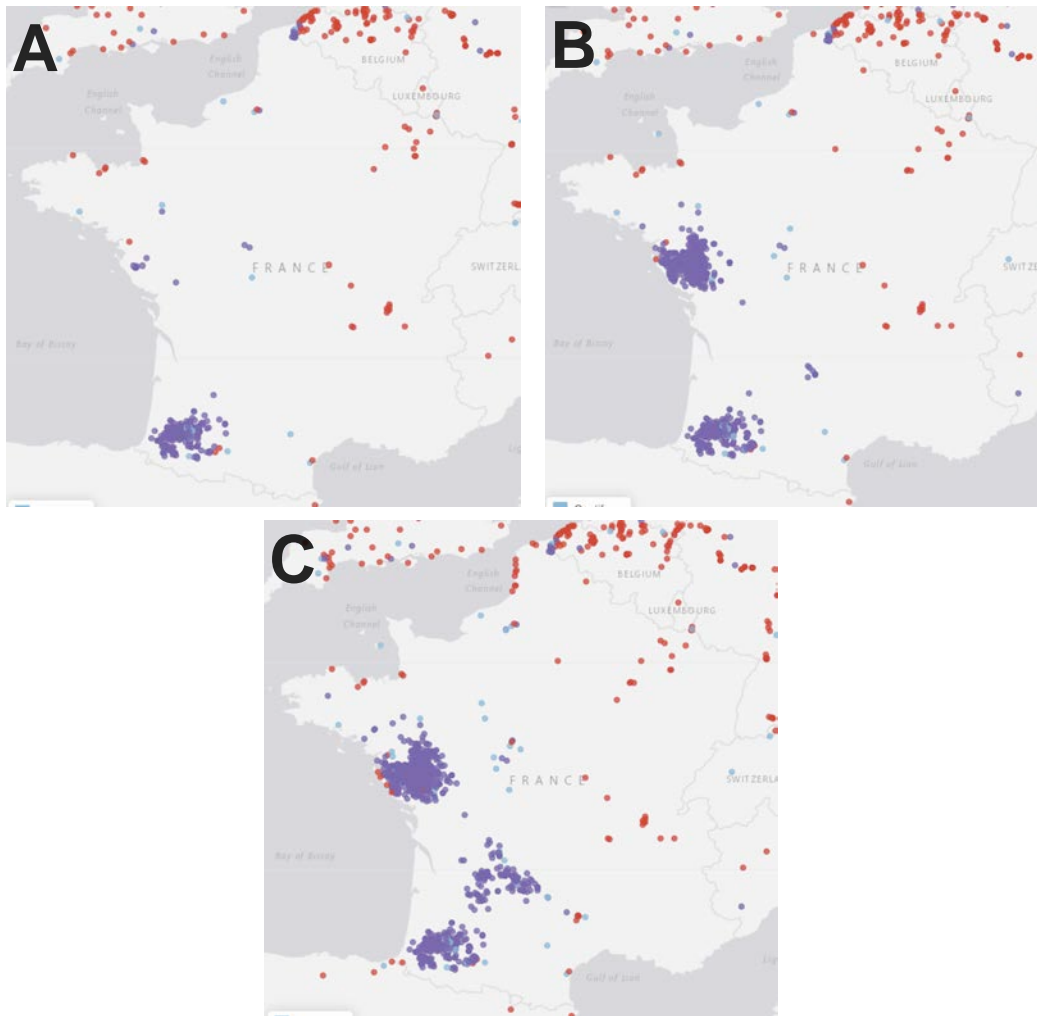


Figure 12. Évolution géographique des foyers et des cas d'IAHP recensés en France de début novembre 2021 à (A) début février 2022, (B) fin mars 2022 et (C) fin mai 2022.

● Volailles ; ● Captifs ; ● Sauvages

D'après [Plateforme ESA, 2024](#)

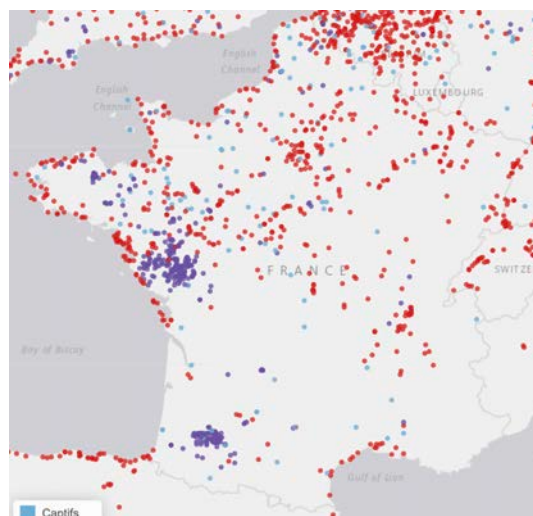


Figure 13. Cartographie des foyers et des cas d'IAHP recensés en France entre début août 2022 et début juillet 2023.

● Volailles ; ● Captifs ; ● Sauvages

D'après [Plateforme ESA, 2024](#)

2.9.3. L'évolution des virus du clade 2.3.4.4b depuis 2020

Les caractéristiques épidémiologiques et écologiques des virus A(H5Nx) du clade 2.3.4.4b ont considérablement évolué à partir de 2020. Sur le plan géographique, des zones n'ayant jamais été touchées par l'infection à IAHP voient apparaître des cas sur leur territoire. C'est notamment le cas de la Norvège fin 2020 ([Masdien et al., 2021](#)), des îles Féroé et de la Moldavie fin 2021 ([EFSA, 2022a](#)) et du Groenland. Le virus se propage à l'ouest et est retrouvé en Amérique du Nord (Canada, États-Unis) ainsi qu'en Afrique du Nord et en Amérique centrale et du Sud. En 2020, le clade 2.3.4.4b est également détecté en Asie du Sud-Est. Les vagues d'IAHP avaient jusqu'alors pour habitude de présenter une saisonnalité correspondant aux migrations des oiseaux sauvages. Cependant, en 2021, fait nouveau, des cas d'infections à IAHP sont rapportés dans l'avifaune sauvage pendant l'été ([EFSA, 2022b](#)). De nombreux foyers sont également rapportés pendant l'automne et l'hiver 2021. Les cas détectés se poursuivent au printemps et à l'été 2022 avec une forte mortalité dans les colonies d'oiseaux marins reproducteurs des pays d'Europe du Nord ([EFSA, 2022c](#)). Une très grande variabilité génétique est également notée depuis 2020. Ainsi, récemment, [Fusaro et al. \(2024\)](#) ont pu identifier 50 génotypes différents de virus A(H5Nx), 19 pour la vague épizootique 2020-2021 et 24 pour la vague épizootique 2021-2022. Ceux-ci résulteraient majoritairement de phénomènes de réassortiments avec des virus IAHP provenant de l'avifaune sauvage. Les virus A(H5N1) ont également, depuis 2021, infecté un plus large éventail d'espèces d'oiseaux sauvages, notamment les oiseaux marins ([EFSA, 2022c](#)). L'office français de la biodiversité (OFB) relève une augmentation du taux de positivité des prélèvements d'oiseaux morts réalisés dans le cadre de la surveillance passive (5% en 2016, 12-15% en 2020, 25% en 2022) ([COVARIS, 2023](#)). Il a également été observé une hausse du nombre de cas d'influenza parmi les mammifères, en particulier chez les carnivores sauvages (forte représentation du renard roux) qui se nourrissent d'oiseaux sauvages chassés malades ou morts ([EFSA, 2023a](#)). Fin 2022 et début 2023, plusieurs épisodes de fortes mortalités sont recensés au sein de populations de phoques aux États-Unis ([EFSA, 2023b](#)), au sein d'un élevage de visons en Espagne ([Aguero et al., 2023](#)), dans une population de lions de mer au Pérou ([Gammara-Toledo et al., 2023](#)) et dans la plus grande colonie de lions de mer d'Argentine ([Rimondi et al., 2023](#)). Bien que ces épisodes soient en rapport avec une circulation de virus A(H5N1) dans l'avifaune libre des régions concernées, la dynamique de l'infection, le nombre d'animaux atteints et les modes de vie des animaux infectés suggèrent qu'une transmission entre mammifères a pu être possible ([EFSA, 2023b](#)). Quelques cas d'infection sont également rapportés chez des animaux de compagnie, entraînant des signes cliniques comme chez un chat en France près d'un élevage de canards infectés en décembre 2022 ([Briand et al., 2023](#)) ou de manière asymptomatique comme chez cinq chiens et un chat en Italie dans un foyer de volailles de basse-cour en avril 2023 ([Moreno et al., 2023](#)). Enfin, quelques cas humains ont été rapportés au Royaume-Uni, en Espagne et aux États-Unis lors des épizooties 2020-2021 et 2021-2022, sans signes cliniques ou alors légers, chez des personnes exposées à des oiseaux infectés ou à un environnement contaminé ([Adlhoch & Baldinelli, 2023](#)).

2.10. Aspects réglementaires

Le règlement d'exécution (UE) 2018/1882 de la Commission du 3 décembre 2018, depuis sa mise en place à partir du 21 avril 2021, a défini au sein de l'Union européenne une catégorisation de 63 maladies animales (**Tableau VIII**) contre lesquelles des mesures de déclaration, surveillance, prévention, certification et d'éradication peuvent s'appliquer. L'influenza aviaire hautement pathogène y est catégorisée en maladie de catégories A, D et E et l'influenza aviaire faiblement pathogène en catégories D et E. En France, l'IAHP est également soumise à plan d'intervention sanitaire d'urgence (PISU).

Tableau VIII. Définition des catégories de maladies réglementées définies au sein de l'Union européenne et des obligations inhérentes.

D'après [Commission européenne, 2018](#)

Catégorie	Définition	Obligations
A	Maladies répertoriées qui ne sont habituellement pas présentes dans l'Union et à l'égard desquelles des mesures d'éradication immédiates doivent être prises aussitôt qu'elles sont détectées.	Déclaration Surveillance Prévention Certification Éradication immédiate
B	Maladies répertoriées contre lesquelles tous les États membres doivent lutter afin de l'éradiquer dans l'ensemble de l'Union .	Déclaration Surveillance Prévention Certification Éradication
C	Maladies répertoriées qui concernent certains États membres et à l'égard desquelles des mesures s'imposent en vue d' en empêcher la propagation à des parties de l'Union qui en sont officiellement indemnes ou qui disposent d'un programme d'éradication .	Déclaration Surveillance Prévention Certification Éradication facultative
D	Maladies répertoriées à l'égard desquelles des mesures s'imposent en vue d'en empêcher la propagation en cas d'entrée dans l'Union ou de mouvements entre les États membres.	Déclaration Surveillance Certification
E	Maladies répertoriées à l'égard desquelles une surveillance est nécessaire au sein de l'Union.	Déclaration Surveillance

2.10.1. Mesures préventives

2.10.1.1. Biosécurité

Des mesures de biosécurité sont définies afin de « *prévenir l'apparition et la propagation de maladies animales réputées transmissibles dans les établissements détenant des volailles ou des oiseaux captifs* » ([MASA, 2021](#)). Ainsi, un plan de biosécurité doit être établi au niveau de l'élevage, en partenariat avec le vétérinaire sanitaire. De même, les organisations de production avicoles sont responsables de la mise en application d'un système de management de biosécurité (**Tableau IX**). Le propriétaire ou détenteur a par ailleurs l'obligation de suivre une formation relative à l'élaboration et à la gestion du plan de biosécurité et aux bonnes pratiques d'hygiène. Cet arrêté prévoit aussi la définition d'un plan de circulation matérialisant une délimitation entre la zone publique et le site d'exploitation ainsi qu'une restriction d'accès à la zone professionnelle (seuls les véhicules indispensables au fonctionnement de l'établissement peuvent y pénétrer). La conduite en bande unique est obligatoire et, après chaque bande, un nettoyage suivi d'une désinfection puis d'un vide sanitaire sont mis en place.

Tableau IX. Contenu minimal du plan de biosécurité en établissement détenant des volailles ou des oiseaux captifs et du système de management de la biosécurité par les organismes de production avicole.

D'après [MASA, 2021](#)

Contenu minimal du plan de biosécurité
<ul style="list-style-type: none"> ▸ Plan de circulation avec délimitation de la zone publique et du site d'exploitation et des aires de stationnement et de lavage et les sens de circulation ; ▸ Liste des personnes indispensables au fonctionnement des unités de production de volailles ou de détention d'oiseaux sauvages captifs, avec fonctions précisées ; ▸ Plan de gestion des flux dans l'espace ou dans le temps : circuits entrants et sortants des animaux, du matériel, des intrants, des produits et des sous-produits animaux ; ▸ Plan de nettoyage-désinfection et de vide sanitaire, par unité de production (contenant protocoles et enregistrements) ; ▸ Plan de gestion des sous-produits animaux ; ▸ Plan de lutte contre les nuisibles ; ▸ Plan de protection vis-à-vis de l'avifaune sauvage ; ▸ Plan de formation du propriétaire ou détenteur et du personnel aux bonnes pratiques d'hygiène (attestations de suivi) ; ▸ Traçabilité des autocontrôles (nature et fréquence) sur la mise en œuvre du plan de biosécurité et les évaluations périodiques de l'application de la biosécurité par un organisme tiers ; ▸ Risques liés à la détention de volailles non commerciales ou d'oiseaux sauvages captifs.
Contenu minimal du système de management de la biosécurité pour les organismes de production avicole (y compris les couvoirs)
<ul style="list-style-type: none"> ▸ Organigramme de la direction, de l'encadrement technique et vétérinaire ; ▸ Liste des détenteurs adhérents ; ▸ Plan prévisionnel des visites en élevage et enregistrement des visites réalisées par l'encadrement technique et vétérinaire ; ▸ Dispositif d'information des éleveurs adhérents permettant la diffusion rapide de messages d'alertes ; ▸ Dispositif de formation continue à la biosécurité à destination des éleveurs adhérents et du personnel de l'organisme de production avicole intervenant dans les établissements ; ▸ Dispositif d'évaluation de l'application de la biosécurité des établissements adhérents ; ▸ Plan d'action avec mesures correctives à mettre en œuvre dans le cas d'établissements présentant des non-conformités décelées après visite de l'encadrement technique et vétérinaire ou après audit des élevages ; ▸ Plan d'action des mesures supplémentaires de biosécurité à mettre en œuvre en interne dès lors que le niveau de risque épizootique est « modéré » ou « élevé » ; ▸ Plan d'urgence interne décrivant les mesures logistiques matérielles et humaines de l'organisme de production pouvant être mobilisées par l'Administration en cas de confirmation de foyer d'influenza aviaire hautement pathogène.

2.10.1.2. Zones à risques

La réglementation définit des zones à risque particulier (ZRP) et des zones à risque de diffusion (ZRD) d'influenza aviaire.

Une ZRP est constituée par les parties du territoire qui présentent un risque accru d'introduction du virus de l'influenza aviaire hautement pathogène. Il s'agit de zones écologiques, humides, sur le trajet des principaux couloirs de migration qui constituent des lieux de repos privilégiés pour l'avifaune sauvage ([DGAL, 2023a](#))(**Figure 14**).

Une ZRD est constituée par les parties du territoire où la densité d'élevages avicoles est élevée, entraînant un risque de diffusion augmentée du virus de l'IAHP dans la zone ([MASA, 2024a](#)). À date, sont concernées des communes des départements du Gers, des Landes, de Loire-Atlantique, du Lot-et-Garonne, de Maine-et-Loire, des Pyrénées-Atlantiques, des Hautes-Pyrénées, des Deux-Sèvres et de Vendée ([DGAL, 2023a](#))(**Figure 14**). Dans ces zones, des mesures de biosécurité et de prévention renforcées s'appliquent, selon le niveau de risque défini (voir [paragraphe suivant](#)).



Figure 14. Cartographie des zones à risque particulier (ZRP, gris) et des zones à risque de diffusion (ZRD, jaune) du virus influenza aviaire hautement pathogène en France.

Les ZRP correspondent à des zones à risque d'introduction accru du virus de l'influenza aviaire hautement pathogène et sont réparties sur les zones des couloirs de migration. Les ZRD sont édictées considérant la densité importante d'élevages avicoles dans ces zones et le risque de diffusion du virus plus important.

D'après [MASA, 2024a](#)

2.10.1.3. Niveaux de risque

Le niveau de risque épizootique auquel sont exposés les volailles et autres oiseaux captifs peut être défini sur tout ou partie du territoire en 3 catégories : « négligeable », « modéré » et « élevé » ([MASA, 2023b](#)). Il repose sur les critères suivants i) nombre de cas d'IAHP dans l'avifaune sauvage et leur répartition dans le temps et l'espace ; ii) le regroupement de cas (notamment à l'intérieur du territoire national et dans les couloirs migratoires des oiseaux sauvages arrivant ou transitant en France) ; iii) la distance du territoire national par rapport aux cas dans les pays voisins. Des mesures de biosécurité renforcées (transport, mise à l'abri), de restriction des rassemblements ou concernant les oiseaux destinés à la chasse s'appliquent d'office dès que le niveau de risque est fixé à « modéré », avec des conditions spécifiques en ZRD et en ZRP (**Tableau X**).

2.10.1.4. Epidémiologie dans l'avifaune sauvage

La surveillance de l'influenza aviaire dans l'avifaune sauvage est déléguée à l'Office Français de la Biodiversité (OFB) et s'appuie sur le réseau national SAGIR ([DGAL, 2021a](#)). Les mortalités d'oiseaux sauvages sont recensées et participent à une surveillance événementielle classique ou renforcée selon le niveau de risque et la zone géographique concernée (**Tableau XI**). Les cadavres des oiseaux récupérés sont soumis à autopsie et des prélèvements sont réalisés en laboratoire agréé pour analyse virologique du gène M par RT-PCR, dans un premier temps. En cas de résultat positif, l'analyse des gènes H5 et H7 est réalisée. Si un résultat est positif soit pour H5 soit pour H7, tous les échantillons positifs sont transmis au LNR pour confirmation.

Tableau XI. Conditions de mise en place de la surveillance événementielle classique ou renforcée dans l'avifaune sauvage en France selon le niveau de risque et le type de zone réglementée.

Adapté de DGAL, 2021a

		Surveillance événementielle classique	Surveillance événementielle renforcée
Niveau de risque épidémiologique IAHP	Négligeable	Sur l'ensemble du territoire	Dans les zones à risque particulier (ZRP)
	Modéré		Sur l'ensemble du territoire
	Élevé		Sur l'ensemble du territoire
Type de zone réglementée	Zone indemne	X	
	Zone de protection et de surveillance		X
	Zone de contrôle temporaire		X
Conditions de recherche du virus IAHP		<ul style="list-style-type: none"> ▸ Cygne : dès le premier trouvé mort ▸ Autres espèces : mortalités groupées d'oiseaux sauvages correspondant à la découverte d'au moins trois cadavres d'oiseaux d'une ou plusieurs espèces sur un même site et en maximum une semaine 	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Cygne : dès le premier trouvé mort ▸ Autres espèces : mortalité isolée ou groupée d'oiseaux appartenant aux familles des anatidés, laridés, rallidés

2.10.1.5. Épidémiosurveillance des élevages de volailles et oiseaux

captifs

L'arrêté du 16 mars 2016 définissait des seuils de mortalité, de diminution de consommations d'eau et d'aliment et de chute de ponte à partir desquels le détenteur d'un troupeau de 1000 oiseaux ou plus devait prévenir son vétérinaire. Ces critères sont rappelés dans les **Tableaux XII** et **XIII**.

Tableau XII. Anciens seuils de diminution des consommations d'eau et d'aliment et de chute de ponte à partir desquels le détenteur d'un troupeau de 1000 oiseaux ou plus devait prévenir son vétérinaire sanitaire.

D'après MAAF, 2016 (abrogé).

	% de diminution en 1 jour	% de diminution par jour pendant 3 jours consécutifs		
		J1	J2	J3
Eau	≥ 50	≥ 25	≥ 25	≥ 25
Aliment	≥ 50	≥ 25	≥ 25	≥ 25
Chute de ponte	≥ 15	≥ 5	≥ 5	≥ 5

Depuis l'abrogation du décret sus-cité, les critères d'alerte obligeant à déclaration auprès du vétérinaire sanitaire de l'élevage ne sont plus définis que pour les cheptels de plus de 250 volailles et sont les suivants ([MASA, 2023b](#)) :

- **multiplication par trois de la mortalité quotidienne normale ;**
- **toute baisse de consommation quotidienne d'eau ou d'aliment de plus de 25% ;**
- **toute chute de ponte de plus de 15% sur une journée ou de plus de 5% par jour pendant 3 jours consécutifs.**

Des mesures de surveillance programmée sont également en vigueur, notamment dans les troupeaux de reproducteurs et futurs reproducteurs où un dépistage sérologique vis-à-vis de l'IAHP est réalisé annuellement, sur 60 volailles sélectionnées dans le lot ([MASA, 2023b](#)).

2.10.1.6. Vaccination préventive

En France, la vaccination préventive contre l'IAHP était jusqu'à fin 2023 interdite sauf dans les cas suivants, après autorisation préalable du préfet :

- oiseaux captifs dans les parcs zoologiques à caractère fixe et permanent, sur le territoire métropolitain ;
- oiseaux de chasse au vol et oiseaux d'effarouchement ;
- oiseaux possédant une valeur génétique, culturelle ou éducative élevée dûment justifiée.

Depuis le 1^{er} octobre 2023, la vaccination préventive est obligatoire en France dans les établissements détenant plus de 250 canards mulards, Pékin ou Barbarie situés sur le territoire métropolitain, hors Corse ([MASA, 2023b](#)). Tous les lots destinés à la consommation sont vaccinés. La vaccination reste interdite pour les cheptels dont les produits (œufs à couver, canetons de 1 jour) sont destinés à l'exportation vers les pays tiers ou vers un autre État membre et reste volontaire pour les cheptels dont les produits sont destinés au marché national. La mise en œuvre de la vaccination contre l'influenza aviaire en France est détaillée dans la [partie IV](#) de la présente étude bibliographique.

Tableau XIII. Seuils de mortalité à partir desquels le détenteur d'un troupeau de 1000 oiseaux ou plus devait prévenir son vétérinaire sanitaire.

Adapté de MAAF, 2016 (abrogé).

Espèce ou filière	Type de production	% de mortalité en 1 jour	% de mortalité par jour pendant 2 jours consécutifs	
			J1	J2
Dindes	Chair claustration	≥ 4	≥ 1	≥ au double du % de mortalité de J1
	Chair plein air		≥ 0,5	
	Futures reproductrices		≥ 0,25	
	Reproduction ponte		≥ 0,25	
Filière gallus chair	Chair claustration		≥ 1	
	Chair plein air		≥ 0,5	
	Futures reproductrices		≥ 0,25	
	Reproduction ponte		≥ 0,25	
Filière œuf de consommation	Poulettes		≥ 0,5	
	Ponte œufs de consommation		≥ 0,5	
	Futures reproductrices		≥ 0,25	
	Reproduction ponte		≥ 0,25	
Pintades	Chair claustration		≥ 0,5	
	Chair plein air		≥ 0,25	
	Futures reproductrices		≥ 0,25	
	Reproduction ponte		≥ 0,25	
Cailles	Chair claustration	≥ 1		
	Chair plein air	≥ 0,25		
	Futures reproductrices	≥ 1		
	Reproduction ponte	≥ 1		
Canards	Chair	≥ 0,5		
	Prêts à gaver	≥ 0,25		
	Futures reproductrices	≥ 0,25		
	Reproduction ponte	≥ 0,5		
Oies	Chair	≥ 0,5		
	Prêts à gaver	≥ 0,25		
	Futures reproductrices	≥ 0,25		
	Reproduction ponte	≥ 1		
Faisans	Tout stade	≥ 1		
Perdrix rouges	Tout stade	≥ 2		
Perdrix grises	Tout stade	≥ 1		
Colverts	Reproduction et élevage	≥ 0,25		
Pigeons	Futurs reproducteurs	≥ 1		
	Reproduction ponte	≥ 0,25		

Tableau X. Mesures associées aux niveaux de risque négligeable, modéré et élevé d'influenza aviaire.

	NÉGLIGEABLE	MODÉRÉ	ÉLEVÉ
TRANSPORT des animaux		<ul style="list-style-type: none"> Transport de palmipèdes > 3 jours : équipement des véhicules par des systèmes de bâches ou équivalents empêchant la perte significative de plumes et duvets par un camion plein ou vide. 	<ul style="list-style-type: none"> Établissements détenant < 50 volailles ou des oiseaux captifs : <ul style="list-style-type: none"> claustration ou protection par des filets (dérogation possible pour les parcs zoologiques) ; Établissements détenant ≥ 50 volailles : <ul style="list-style-type: none"> mise à l'abri des volailles dans un bâtiment fermé avec dérogations possibles pour les palmipèdes à foie gras, les oies, les poulets de chair/pintades/dindes/poules pondeuses élevés en plein air, le gibier à plumes ; protection de l'alimentation vis-à-vis de la faune sauvage par stockage en silos extérieurs ou en sacs fermés ; interdiction de l'entrée d'engins dans la zone d'élevage pour l'approvisionnement en aliment ou en eau de boisson ; distribution d'aliment et d'eau de boisson réalisée en bâtiment fermé (hors dérogations dans l'abri léger, sous l'auvent ou sur le parcours protégé).
MISE À L'ABRI des animaux		<ul style="list-style-type: none"> Des mesures spécifiques s'appliquent dans les ZRD et les ZRP (voir ci-dessous). 	
	<ul style="list-style-type: none"> Absence de mesure spécifique ; Possibilité pour le préfet de prendre pour un périmètre défini une ou plusieurs mesures normalement applicables aux niveaux de risques « modéré » ou « élevé ». 		
RASSEMBLEMENTS		<ul style="list-style-type: none"> Des mesures spécifiques s'appliquent dans les ZRD et les ZRP (voir ci-dessous). 	<ul style="list-style-type: none"> Interdiction des rassemblements de volailles et d'oiseaux captifs (hors dérogations) ; Interdiction de participation à des rassemblements de volailles ou d'oiseaux originaires de zones situées dans des parties du territoire à niveau de risque « élevé » (hors dérogations) ; Interdiction des compétitions de pigeons voyageurs entre le 15 septembre et le 10 avril.
Mesures concernant les APPELANTS et le GIBIER À PLUMES		<ul style="list-style-type: none"> Interdiction de mélange de lots ou de contact entre les appelants pour la chasse au gibier d'eau issus de différents lieux ; Interdiction de contact direct entre appelants résidents et nomades ; Des mesures spécifiques s'appliquent dans les ZRD et les ZRP (voir ci-dessous). 	<ul style="list-style-type: none"> Propriétaires/détenteurs d'au plus 15 appelants, SANS lien épidémiologique avec un établissement détenant plus de 50 volailles ou oiseaux captifs : transport et utilisation autorisés à condition d'un transport inférieur ≤ 30 appelants ; Propriétaires/détenteurs de plus de 15 appelants, AVEC OU SANS lien épidémiologique avec un établissement détenant plus de 50 volailles ou oiseaux captifs : interdiction de transport ; utilisation autorisée si des appelants résidents sont présents sur le site de chasse ; Mouvement des gibiers à plumes autorisé sous réserve d'un examen clinique favorable par le vétérinaire dans le mois précédant le mouvement et d'un dépistage virologique de l'IAHP favorable dans les 15 jours précédant le mouvement entre élevages de gibier à plumes de la famille des Anatidés ; Interdiction des remises en nature pour le gibier à plumes de la famille des Anatidés.

	NÉGLIGEABLE	MODÉRÉ	ÉLEVÉ
Mesures spécifiques en ZONE à RISQUE de DIFFUSION (ZRD)		<ul style="list-style-type: none"> Les mêmes mesures que celles de la case « Niveau de risque Élevé - Mise à l'abri des animaux » s'appliquent pour tous les palmipèdes < 42 jours. Interdiction des rassemblements de volailles et d'oiseaux captifs (hors dérogations) ; Interdiction de participation à des rassemblements de volailles ou d'oiseaux originaires de ZRD concernées par le risque « modéré » (hors dérogations). 	<ul style="list-style-type: none"> Dépistage virologique de l'IAHP : obligatoire dans les 72h précédant tout mouvement de lots de palmipèdes prêts-à-gaver ; Restriction d'accès pour les intervenants extérieurs : accès à la zone professionnelle limité aux seules situations d'urgence ou de stricte nécessité ou à défaut mesures de biosécurité visant à prévenir introduction et diffusion des maladies ; Mesures de désinfection : tout véhicule pénétrant dans la zone professionnelle avant l'entrée puis au départ de la zone.
		<ul style="list-style-type: none"> Les mêmes mesures que celles de la case « Niveau de risque Élevé - Mise à l'abri des animaux » s'appliquent. Interdiction des rassemblements de volailles et d'oiseaux captifs (hors dérogations) ; Interdiction de participation à des rassemblements de volailles ou d'oiseaux originaires de ZRP concernées par le risque « modéré » (hors dérogations). 	
Mesures spécifiques en ZONE à RISQUE PARTICULIER (ZRP)	<ul style="list-style-type: none"> Absence de mesure spécifique ; Possibilité pour le préfet de prendre pour un périmètre défini une ou plusieurs mesures normalement applicables aux niveaux de risques « modéré » ou « élevé ». 	<ul style="list-style-type: none"> Mise à l'abri Rassemblements 	
		<ul style="list-style-type: none"> Mise à l'abri Mouvements des appelants Mouvements des gibiers à plumes 	<ul style="list-style-type: none"> Les mêmes mesures que celles de la case « Niveau de risque Élevé - Mise à l'abri des animaux » s'appliquent. Autorisation pour les propriétaires/détenteurs d'appellants, SANS lien épidémiologique avec un établissement détenant > 50 volailles ou oiseaux captifs, à condition d'un transport ≤ 30 appelants avec comme seule utilisation possible la chasse ; Interdiction pour les propriétaires/détenteurs d'appellants, EN LIEN épidémiologique avec un établissement détenant > 50 volailles ou oiseaux captifs, à condition d'un transport ≤ 30 appelants avec comme seule utilisation possible la chasse. Autorisation sous réserve d'un examen clinique favorable par le vétérinaire dans le mois qui précède le mouvement et d'un dépistage virologique de l'IAHP favorable dans les 15 jours précédant le mouvement entre élevages de gibier à plumes de la famille des Anatidés.

km et 10 km respectivement (**Figure 15**). Dans un contexte de niveau de risque élevé au niveau national, une zone réglementée supplémentaire (ZRS) peut également être mise en place sur décision de la DDecPP et de la DGAL et s'étend jusqu'à 10 km en supplément de la ZP et de la ZS (DGAL, 2024a)(Figure 15).

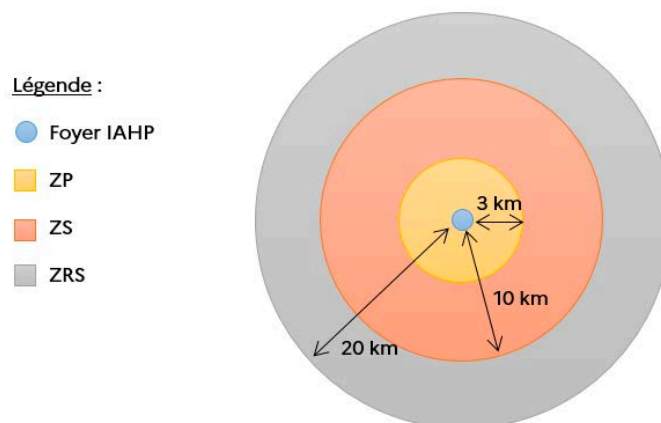


Figure 15. Zonage autour d'un foyer confirmé d'IAHP.

Le foyer confirmé d'IAHP (Foyer IAHP, bleu) est entouré d'une zone de protection (ZP, jaune) de 3 km minimum et d'une zone de surveillance (ZS, orange) de 10 km minimum. Considérant le niveau de risque élevé en France, une zone réglementée supplémentaire (ZRS, gris) peut être instaurée sur décision des autorités sanitaires.

Adapté de DGAL, 2024a

Dans le foyer confirmé d'IAHP, des mesures conservatoires, d'assainissement (DGAL, 2021b) et de nettoyage et désinfection (DGAL, 2021c) sont mises en place (Tableau XIV). Dans la zone de protection et la zone de surveillance, des mesures de recensement, de surveillance, d'isolement, de mise en interdit s'appliquent (DGAL, 2021b)(Tableau XV).

En plus des mesures précédemment citées, sont instaurées 5 mesures renforcées en zone réglementée (Tableau XVI), dans le contexte de niveau de risque élevé au niveau national (DGAL, 2024a) :

- 1) **Renforcement de la biosécurité** avec des mesures de mise à l'abri en zones à risques ;
- 2) **Renforcement de la surveillance en cours de lot** ;
- 3) **Régulation ou interdiction des mouvements** ;
- 4) **Régulation des activités cynégétiques** ;
- 5) **Dépeuplement ou abattage préventif en zone de protection.**

Tableau XIV. Mesures mises en œuvre dans le foyer confirmé d'IAHP.
D'après DGAL, 2021b et DGAL, 2021c

Mesures mises en place dans le foyer d'IAHP	Détail des mesures
Mesures conservatoires	<ul style="list-style-type: none"> • Recensement de toutes les espèces sensibles présentes (nombre d'animaux, âge, stade de production) et des activités de l'exploitation • Mise en interdit de l'élevage : « rien ne sort, rien ne rentre » • Mesures de biosécurité strictes : confinement des oiseaux, équipement EPI adapté, nettoyage et désinfection des véhicules • Surveillance des porcins de l'exploitation le cas échéant : <ul style="list-style-type: none"> ▸ 9 écouillons nasaux en cas de signes cliniques évocateurs d'infection grippale pour dépistage virologique + 30 prises de sang pour dépistage sérologique, renouvelés 21 jours plus tard sur les mêmes animaux ; ▸ en cas d'absence de signe clinique évocateur d'infection grippale, 30 prises de sang avec nouveaux prélèvements 21 jours plus tard sur les mêmes animaux
Mesures d'assainissement	<ul style="list-style-type: none"> • Mise à mort des volailles et oiseaux captifs du foyer • Destruction des cadavres • Destruction des œufs à couver • Destruction des œufs de consommation ou livraison à des établissements de fabrication d'ovoproduits ou des centres d'emballage appliquant des mesures de biosécurité adaptées
Mesures de nettoyage et désinfection	<p>Nettoyage et désinfection préliminaires (D0) : possibilité de réalisation par l'éleveur sous la responsabilité des opérateurs</p> <ul style="list-style-type: none"> - Aspersion de désinfectant sur les surfaces et les produits - Élimination des cadavres et sous-produits animaux - Traitement par un biocide (chaux, acide peracétique) des points d'abreuvement et d'alimentation et des abris du parcours. - Respect d'un délai d'attente de 24 heures post-aspersion <p>Nettoyage et désinfection intermédiaire (ND1) : possibilité de réalisation par l'éleveur sous la responsabilité des opérateurs</p> <ul style="list-style-type: none"> - Assainissement des lisiers - Lavage et nettoyage minutieux des bâtiments, surfaces et équipements en enlevant les graisses et souillures restantes puis par aspersion de désinfectant - Mesures d'entretien du parcours (débroussaillage, comblement des ornières) <p>Nettoyage et désinfection finale (ND2) au bout de 7 jours, obligatoirement réalisés par une entreprise spécialisée</p>

Tableau XV. Mesures mises en œuvre dans les zones de protection et de surveillance définies dans l'APDI.

D'après DGAL, 2021b

Mesures mises en place dans la ZP et la ZS	Détail des mesures
Recensement	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Déclaration des exploitations commerciales non déclarées auprès de la DDecPP ▸ En ZP : déclaration des exploitations non commerciales auprès des mairies ou sur internet
Surveillance	<ul style="list-style-type: none"> ▸ En ZP : visite vétérinaire ou du service d'inspection de la DDecPP de toutes les exploitations commerciales ; visite des exploitations non commerciales avant la levée de la zone de protection ▸ En ZS : visite des élevages une fois la zone de protection levée, suivant un échantillonnage, avec contrôle du registre d'élevage de l'ensemble des ateliers du site, examen clinique et prélèvements virologiques sur 20 volailles (20 écouvillons cloacaux et 20 écouvillons oto-pharyngés ou trachéaux)
Biosécurité	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Renforcement des mesures de biosécurité en élevage
Mouvements de véhicules et de personnes	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Réduction des déplacements de véhicules et de personnes ▸ Mesures systématiques de nettoyage et de désinfection des véhicules ▸ Entrée des personnes dans les bâtiments détenant des espèces sensibles limitée aux personnes habilitées et aux actions absolument nécessaires. ▸ Information des personnes intervenant en élevage, notamment celles extérieures à l'élevage (ramasseurs, vaccinateurs, etc.)
Rassemblements	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Dispositions applicables au niveau de risque « élevé » ▸ Interdiction des foires, marchés et expositions
Gestion des sous-produits animaux	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Interdiction de l'épandage de lisier, de fumier et de fientes sèches non assainis ▸ Mesures d'évacuation vers un site de compostage ou méthanisation agréé ou assainissement sur place des lisiers, fumiers et fientes sèches ▸ Suspension de la cession ou de la vente de sous-produits animaux crus à destination de l'alimentation animale sous forme crue
Gestion des mouvements d'oiseaux	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Interdiction de mise en place et de mouvements de sorties d'exploitation des volailles ▸ L'octroi de dérogations est néanmoins possible sous conditions auprès de la DDecPP

Tableau XVI. Mesures renforcées applicables dans les zones réglementées dans un contexte de niveau de risque élevé.

D'après DGAL, 2024a

Mesures renforcées	Détail des mesures
<p>MESURE 1 <i>Renforcement de la biosécurité</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Mise à l'abri dans un bâtiment fermé des volailles en ZP, ZS et ZRS.
<p>MESURE 2 <i>Renforcement de la surveillance en cours de lot</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Sur les palmipèdes non vaccinés et dindes, excepté les stades « futurs reproducteurs » et « reproducteurs » ; ▸ Sur le gibier à plumes, excepté les stades « futurs reproducteurs » et « reproducteurs » ; ▸ Sur les volailles reproductrices non vaccinées.
<p>MESURE 3 <i>Gestion des mouvements</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Limitation des mouvements en ZP et en ZS : interdiction de sorties des volailles vivantes et des œufs à couver des exploitations, avec renforcement des conditions de dérogations ; ▸ Régulation des mouvements en ZRS : autorisation des mouvements sous conditions ; ▸ Interdiction de mises en place en ZP et en ZS, sans dérogation possible ; ▸ Autorisation de mises en place sous conditions en ZRS.
<p>MESURE 4 <i>Régulation des activités cynégétiques</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Interdiction des activités utilisant des oiseaux pour un acte de chasse en ZP et en ZS ; ▸ Restriction des activités cynégétiques en ZRS.
<p>MESURE 5 <i>Dépeuplement ou abattage préventif en ZP</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> ▸ Mesures de dépeuplement ou d'abattage préventif péri-focal : <ul style="list-style-type: none"> - en cas de foyer situé à moins de 30 km d'une ZRD ; - ou lorsque le foyer est situé dans une ZRD ; - ou lors d'autres cas de figure présentant un risque de diffusion entre élevages (ex. 2 foyers déclarés dans une ZP ou dans une zone de forte densité d'élevage non classée en ZRD). ▸ Sur un rayon de 1 km autour du foyer : dépeuplement/abattage de toutes les espèces sensibles hormis les volailles vaccinées ; ▸ Sur un rayon entre 1 et 3 km autour du foyer : <ul style="list-style-type: none"> - dépeuplement/abattage de tous les élevages de palmipèdes non vaccinés ; - dépeuplement/abattage des élevages des autres espèces de volailles si non mises à l'abri.

2.10.2.4. Mesures en cas de foyer dans un élevage vacciné

Comme indiqué plus haut, depuis le 1^{er} octobre 2023, la vaccination préventive est obligatoire en France dans les établissements détenant plus de 250 canards mulards, Pékin ou Barbarie situés sur le territoire métropolitain, hors Corse. Des cas d'IAHP peuvent néanmoins apparaître dans des élevages vaccinés, la vaccination ne protégeant pas de l'infection. En cas de confirmation d'infection par un virus IAHP dans un établissement détenant des lots vaccinés, les mesures de lutte décrites au paragraphe précédent s'appliquent. La vaccination préventive n'empêche donc pas la mise à mort des volailles en cas d'infection par l'IAHP (MASA, 2023b).

2.10.2.5. Mesures dans les élevages vaccinés d'une zone réglementée

Pour rappel, lors de foyer d'IAHP, une zone réglementée est définie avec en son sein une zone de protection (3 km autour du foyer minimum) et une zone de surveillance (10 km autour du foyer minimum). Dans ces rayons, d'autres lots de canards, vaccinés, en cours de vaccination ou non vaccinés, peuvent coexister. La vaccination préventive se poursuit dans ces zones pour les lots ayant initié leur schéma vaccinal. Un examen clinique du lot par un vétérinaire officiel doit être réalisé avant l'acte vaccinal afin d'écartier tout signe évocateur de la maladie. Si des signes sont observés, la vaccination est suspendue et des mesures de restriction s'appliquent (MASA, 2023b). En revanche, si des lots de la zone réglementée n'ont pas encore initié leur protocole vaccinal, aucune injection n'est réalisée et les mesures générales aux élevages en zone réglementée s'appliquent. Dans les élevages de canards vaccinés de la zone réglementée, la surveillance post-vaccination active par le vétérinaire est renforcée, avec réalisation d'écouvillons oro-pharyngés/intratrachéaux sur 60 individus vaccinés, toutes les deux semaines, pour analyse virologique par RT-PCR. Les mouvements de volailles ou d'oiseaux captifs vaccinés et de leurs produits, dans et en dehors de la zone réglementée, sont par ailleurs interdits, sauf dérogation.

2.10.2.6. Levée des mesures dans le foyer d'IAHP et repeuplement

La levée des mesures dans le foyer d'IAHP (*i.e.* levée de l'APDI) nécessite les conditions suivantes (DGAL, 2021b) :

- vérification de l'efficacité des mesures de nettoyage et désinfection (par l'éleveur ou le groupement de production agricole dès la fin des nettoyages 1 et 2 puis par la DDecPP, la DAAF ou le vétérinaire mandaté à la fin des opérations de nettoyage et désinfection) ;
- vide sanitaire de 21 jours après le nettoyage et la désinfection finale ;
- le respect d'un délai de 6 semaines après le labourage complet du parcours (sauf dérogation), en cas de présence d'un parcours sur l'exploitation ;
- le respect du délai d'assainissement naturel des lisiers/fientes sèches et des fumiers après dépeuplement (respectivement 60 jours et 42 jours) ;

Un APMS encadre les modalités de repeuplement. Dans ce contexte, aucune volaille n'est autorisée à quitter l'exploitation sans autorisation et des prélèvements sont effectués par le vétérinaire sanitaire et à la charge de l'éleveur, à un rythme défini selon le type de volailles (**Tableau XVII**). À l'issue de résultats conformes pour l'ensemble des tests prévus, la levée de l'APMS peut être prononcée.

Tableau XVII. Modalités de surveillance des volailles en situation de repeuplement d'un ex-foyer d'IAHP.

D'après [DGAL, 2021b](#)

Type de volailles	Prélèvement	Nombre d'animaux par unité de production
Poussins (toute volaille)	Avant la mise en place	60
	21 jours après la mise en place : inspection clinique et prélèvements seulement pour les palmipèdes pour virologie	20
Palmipèdes introduits en unités de gavage	Le jour du repeuplement dans l'ex-foyer ou dans l'exploitation d'origine avant mise en place : inspection clinique et prélèvements pour sérologie et virologie	20
	Après mise en place, 5 jours avant abattage : inspection clinique et prélèvements pour virologie	60
Autres volailles	Le jour du repeuplement dans l'ex-foyer ou dans l'exploitation d'origine avant mise en place : inspection clinique et prélèvements pour sérologie	20
	21 jours après la mise en place : inspection clinique et prélèvements seulement pour les palmipèdes pour virologie	20

2.10.2.7. Levée des zones réglementées

La **zone de protection** peut être levée au plus tôt 21 jours après la fin des opérations préliminaires de nettoyage et désinfection (D0) du dernier foyer confirmé et lorsque tous les élevages commerciaux et non commerciaux de volailles ont été visités dans cette zone ([DGAL, 2021b](#)). Les communes dont la zone de protection a été levée sont ensuite placées sous zone de surveillance. La **zone de surveillance** peut être levée sous les 3 conditions suivantes ([DGAL, 2024a](#)) :

- 30 jours minimum ont été écoulés après la fin des opérations préliminaires de désinfection (D0) du dernier foyer ;
- un contrôle visuel et bactériologique des opérations de nettoyage et désinfection ND2 a été réalisé dans les foyers par la DDecPP ;
- un programme de surveillance, dont les résultats sont favorables, a été mis en place avec visites par un vétérinaire mandaté dans tous les élevages de palmipèdes de la zone et par échantillonnage pour les élevages de galliformes. Pour chaque site visité, le registre d'élevage est contrôlé, un examen clinique et des prélèvements pour analyse virologique sont réalisés sur 20 palmipèdes ou gallinacés (20 écouvillons cloacaux et 20 écouvillons oropharyngés ou trachéaux) avec envoi à des laboratoires agréés.

La **zone réglementée supplémentaire** est levée selon les mêmes conditions que la zone de surveillance ([DGAL, 2024a](#)).

2.10.2.8. Indemnisation lors d'abattage sur ordre

L'indemnisation des propriétaires d'animaux ayant fait l'objet d'un abattage sur ordre de l'administration dans le cadre de la lutte contre l'influenza aviaire est composé d'un volet sanitaire et d'un volet économique. Le volet sanitaire est géré par la DDecPP et prend en compte la valeur marchande objective (VMO) des animaux abattus, leur nombre, le nombre de jours d'élevage, la valeur des œufs détruits, les frais liés au nettoyage et à la désinfection, au matériel détruit et à l'aliment et la paille. Le montant de l'indemnisation est fixé par un barème pour les espèces ou productions pour lesquelles il existe ou par des experts en cas d'absence de barème (gibiers, appelants, volailles d'ornement) ([DGAL, 2022](#)). Le volet économique est géré par FranceAgriMer et prend en considération les pertes de non production liées aux vides prolongés.

3. Particularités immunologiques des Anatidés et réponse à l'infection par le virus de l'IAHP

3.1. Organisation générale du système lymphoïde du canard

Le système lymphoïde aviaire est constitué de tissus épithéliaux (thymus, bourse de Fabricius) et de tissus mésenchymateux (rate, nœuds lymphatiques, moelle osseuse hématopoïétique). Un autre moyen de classification de ces organes est la distinction entre organes lymphoïdes primaires (thymus, bourse de Fabricius), lieux de multiplication et de différenciation des lymphocytes, et organes lymphoïdes secondaires (rate, tissus lymphoïdes associés aux yeux, à la peau, aux bronches, au tractus digestif), lieux de présentation d'antigène et de multiplication des lymphocytes.

3.1.1. Organes lymphoïdes primaires

3.1.1.1. Thymus

Le thymus est un organe pair, divisé en 5 à 6 lobes situés de chaque côté de l'encolure (**Figure 16A**). Ceux-ci s'étendent de la troisième vertèbre cervicale jusqu'à la glande thyroïde, le long des veines jugulaires ([Hashimoto & Sugimura, 1976](#)). Cet organe assure la multiplication et la maturation des lymphocytes T. Au niveau histologique, le thymus est un tissu lymphoépithélial composé d'une zone corticale et d'une zone médullaire (**Figure 16B**). Le cortex est riche en lymphocytes (thymocytes), en cellules épithéliales réticulaires et contient quelques macrophages. Les cellules épithéliales jouent un rôle de soutien et nourricier important dans le développement et la maturation des lymphocytes. La zone médullaire présente un nombre beaucoup plus restreint de lymphocytes, de nombreuses cellules épithéliales de divers types, quelques cellules musculaires, des cellules dendritiques, des hétérophiles et des vaisseaux sanguins. Chez les espèces poulet et canard au minimum, on note la présence des structures thymiques classiques dans la medulla, correspondant à des agrégats de cellules épithéliales, que sont les corpuscules de Hassal.

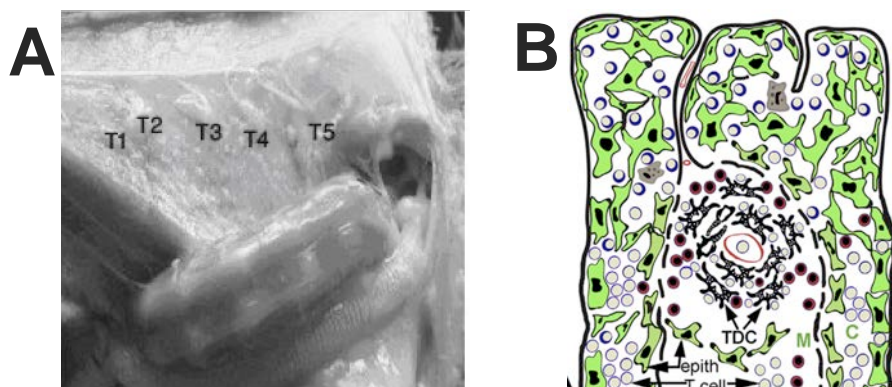


Figure 16. Anatomie et histologie du thymus aviaire.

(A) Lobes thymiques (T1-T5) identifiés chez un canard Bangladais de 21 jours ([Sultana et al., 2011](#)) ;

(B) Structure histologique schématique d'un lobe thymique aviaire ([Nagy et al., 2016](#))

C : cortex ; M : medulla ; epith : cellule épithéliale ; T cell : lymphocyte T ; TDC : cellule dendritique thymique.

À l'éclosion, le thymus ne représente qu'un poids d'environ 0,13 gramme (soit environ 0,22 % du poids corporel) chez le canard Pékin (Hashimoto & Sugimura, 1976). Il présente ensuite une phase de croissance pour atteindre 0,4 % du poids corporel entre 3 et 11 semaines et atteint un poids maximal d'environ 10 grammes à 11 semaines. S'en suit une phase de régression qui débute chez le canard, selon les auteurs, entre 11 et 13 semaines (Hashimoto & Sugimura, 1976). Les auteurs notent néanmoins une grande variation individuelle, tant dans les délais de croissance et de régression que dans les poids des thymus. L'involution thymique est accompagnée d'un remodelage histologique caractérisé par une diminution du tissu lymphocytaire présent, une disparition corticale totale à l'âge de 22 semaines et un développement d'un tissu adipeux périphérique (Hashimoto & Sugimura, 1976).

3.1.1.2. Bourse cloacale ou bourse de Fabricius

La bourse cloacale (ou bourse de Fabricius) est un organe lymphoïde primaire situé en face dorsale du cloaque et impliqué dans la maturation des lymphocytes B. Entourée de fibres musculaires lisses, c'est un organe cylindrique, plus long que large et creux qui correspond à un diverticule du proctodeum auquel elle est reliée par le conduit bursal (Figure 17A). Elle est constituée de plusieurs replis au sein desquels se trouvent de nombreux follicules lymphoïdes, en contact avec des vaisseaux sanguins et lymphatiques. Au niveau histologique, les follicules lymphoïdes sont constitués, en périphérie (cortex), d'une quantité importante de lymphocytes et de cellules réticulaires mésenchymateuses au contact de capillaires sanguins. La région centrale (medulla) contient une plus faible densité de lymphocytes associés à des cellules épithéliales, des cellules dendritiques et des macrophages (Figure 17B). Ces deux régions sont séparées par une lame basale conjonctive.

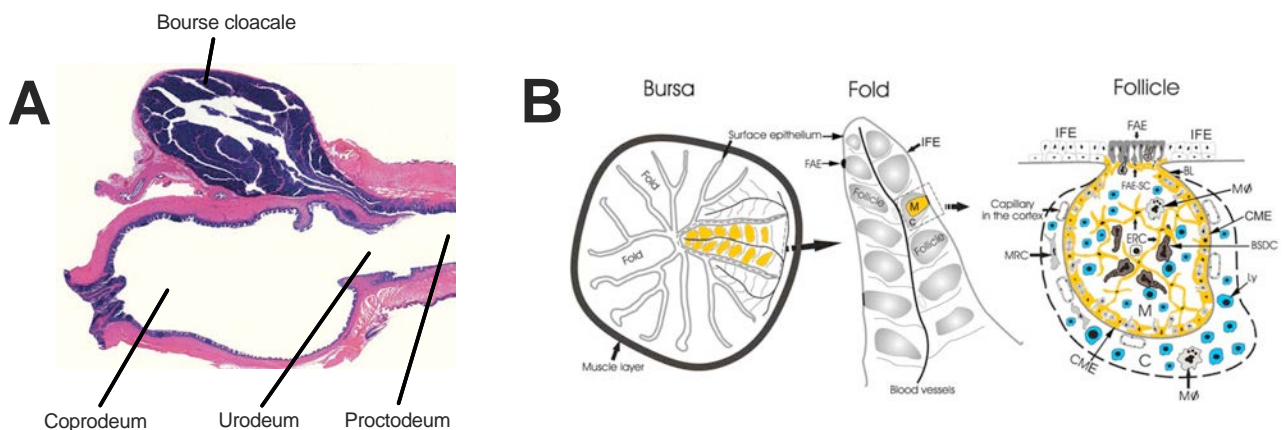


Figure 17. Structure histologique de la bourse cloacale.

(A) Coupe histologique d'un cloaque aviaire (Köning *et al.*, 2016) ;

(B) Structure histologique schématique de la bourse cloacale aviaire (Kaspers *et al.*, 2022)

CME : épithélium cortico-médullaire ; FAE : épithélium associé au follicule ; IFE : épithélium interfolliculaire ; ERC : cellule réticulaire épithéliale ; MRC : cellule réticulaire mésenchymateuse ; BSDC : cellule dendritique ; BL : lame basale ; Ly : lymphocyte ; MØ : macrophage ; M : medulla ; C : cortex

Comme le thymus, la bourse cloacale présente une phase de croissance et une phase d'involution. Chez le canard Pékin, son poids avoisine les 0,1 g le jour de l'éclosion (0,13% du poids corporel). Durant les 5 semaines à suivre, la bourse se développe pour atteindre son poids maximal d'environ 2 grammes (0,09% du poids corporel) aux alentours de 8 à 9 semaines (Glick, 1960 ; Hashimoto & Sugimura, 1976). À partir de la 10^{ème} ou 12^{ème} semaine de vie, la bourse cloacale diminue de taille et ne pèse plus que 0,40 g vers 22 semaines (0,02% du poids corporel). Gille & Salomon (1999) suggèrent, eux, une différence dans la cinétique chez les canards de Barbarie, chez qui l'involution ne débiterait qu'à l'âge de 22 semaines. Sa disparition peut être totale après la maturité sexuelle, même si elle peut persister chez certains individus. Parallèlement à l'involution de l'organe, le nombre et la taille des follicules lymphoïdes ainsi que le nombre de lymphocytes corticaux régresse.

3.1.2. Organes lymphoïdes secondaires

3.1.2.1. Nœuds lymphatiques

Le réseau de nœuds lymphatiques individuels défini chez les mammifères n'existe pas chez les oiseaux. Des structures d'apparence voisine existent néanmoins chez quelques espèces d'oiseaux aquatiques comme les canards, les oies ou les cygnes mais sont complètement absentes chez le poulet par exemple (Budras *et al.*, 2016). En effet, des études menées chez le canard Pékin et plus récemment chez le canard de Barbarie ont permis de mettre en évidence l'existence de deux nœuds lymphatiques en position cervicothoracique et de deux nœuds lymphatiques en position lombaire (von Rautenfeld & Budras, 1983 ; Havrylina & Peretiakko, 2020).

Les nœuds lymphatiques cervicothoraciques sont localisés dans la paroi des vaisseaux lymphatiques jugulaires, proche du lieu où la veine jugulaire rejoint la veine cave crâniale. Ils sont de forme fusiforme et mesurent environ 30 mm de longueur chez le canard. Les nœuds lymphatiques lombaires sont situés ventralement au synsacrum, proche de l'artère aorte entre les artères iliaques externes et ischiatiques (von Rautenfeld & Budras, 1983) et mesurent environ 40 mm. Ces nœuds lymphatiques sont entourées d'une fine capsule conjonctive et constituées d'un réseau de sinus séparés par des cordons lymphoréticulaires (Lawn & Rose, 1981) (Figure 18). Contrairement aux mammifères, la distinction en régions corticale, para-corticale et médullaire n'est pas réalisable et la plupart du temps, le drainage lymphatique n'est réalisé que par un unique vaisseau afférent et un unique vaisseau efférent. Les populations cellulaires les plus importantes au sein des sinus et des cordons lymphoréticulaires sont des petits lymphocytes et des cellules réticulaires. Les nœuds lymphatiques des canards ne présenteraient qu'une capacité de filtration modérée et participeraient au développement des lymphocytes B en dehors de la bourse cloacale.

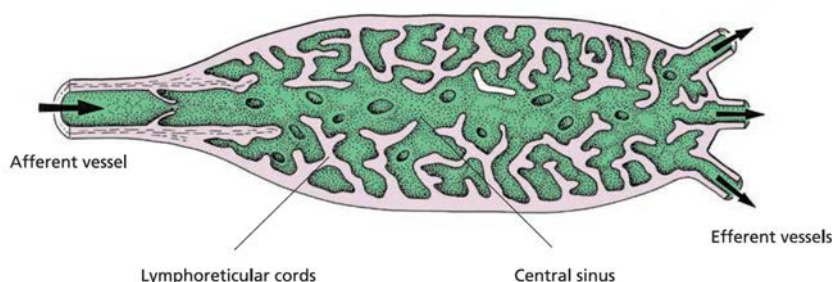


Figure 18. Structure d'un nœud lymphatique de canard.

D'après Budras *et al.*, 2016

3.1.2.2. Rate

La rate est un organe triangulaire et légèrement aplati d'environ 1 cm de long chez le canard (Xu *et al.*, 2020). Elle est située à la jonction entre le ventricule succenturié et le gésier, dorsalement au lobe droit hépatique. Elle joue un rôle important dans l'hématopoïèse durant la vie embryonnaire. Après l'éclosion, elle acquiert le rôle d'organe lymphoïde secondaire envers les antigènes de la circulation sanguine et un rôle d'épuration des érythrocytes. Comme chez les mammifères, la rate aviaire associe une pulpe blanche et une pulpe rouge. La pulpe blanche est constituée de nodules lymphoïdes, d'ellipsoïdes, de manchons péri-ellipsoïdes et de manchons péri-artériolaires. Contrairement aux mammifères, elle ne comporte pas de zone marginale, dont la fonction (lieu où les lymphocytes circulants quittent l'appareil circulatoire pour gagner le tissu lymphoïde splénique, de passage des antigènes véhiculés par le sang et d'accumulation des plasmocytes) serait assurée par les ellipsoïdes et les manchons lymphatiques péri-ellipsoïdes associés. De plus, contrairement aux mammifères, le poulet et le canard, possèdent un système de circulation splénique fermé par une barrière hémato-splénique, avec un rôle de filtration important, localisée aux ellipsoïdes et aux gaines lymphatiques péri-ellipsoïdes (Xu *et al.*, 2020 ; Sun *et al.*, 2019). Des cellules endothéliales et réticulaires ainsi qu'un réseau de fibres réticulaires assurent une barrière mécanique tandis qu'une population de macrophages assure une barrière biologique par leur activité phagocytaire. Certains auteurs suggèrent que la barrière mécanique est plus efficace chez le canard que chez le poulet et font un parallèle entre ce phénomène et la différence de sensibilité de ces espèces à l'IAHP (Xu *et al.*, 2020).

3.1.2.3. Tissu lymphoïde associé aux muqueuses

Les oiseaux possèdent un tissu lymphoïde associé aux muqueuses développé qui constitue la première ligne de défense auxquels sont confrontés les agents pathogènes, notamment les virus influenza aviaires (Nochi *et al.*, 2018). Peu d'études sont disponibles sur ce sujet mais certaines ont montré que les canards présentent un tissu lymphoïde associé au tube digestif (Barman *et al.*, 1998) et un tissu lymphoïde associé aux cavités nasales (Kang *et al.*, 2014). Le canard possède également, comme les autres oiseaux, une glande de Harder. Il s'agit d'une glande exocrine tubulo-acineuse située dans l'orbite, ventro-médialement au globe oculaire et qui s'étend du nerf optique à la partie rostrale du globe oculaire (**Figure 19**). Elle participe au nettoyage et à la lubrification de la membrane nictitante par la production abondante de mucopolysaccharides. Elle contient également de nombreux lymphocytes (Beheiry *et al.*, 2020) et plasmocytes intraépithéliaux, producteurs d'une grande variété d'immunoglobulines (IgM, IgA et IgY). Elle participe à l'activation et à la différenciation des lymphocytes B et à la prolifération des plasmocytes (Oliveira *et al.*, 2006). Cet organe joue ainsi un rôle d'immunité locale de la sphère oculaire et pourrait participer à la défense mucoale contre une inoculation oculaire de virus influenza aviaire au moins chez le poulet (van Ginkel *et al.*, 2009).

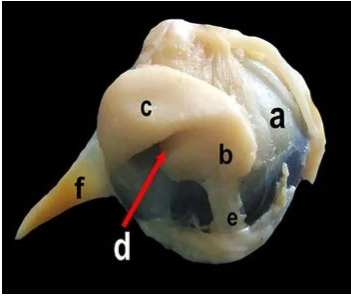


Figure 19. Dissection d'un œil de canard de Barbarie mettant en évidence la glande de Harder en vue ventrale.

a. Globe oculaire ; b. extrémité antérieure de la glande de Harder ; c. extrémité postérieure ; d. rainure médiane ; e. conduit excréteur ; f. muscle extraoculaire

Adapté de [Beheiry et al., 2020](#)

3.2. Particularités de la réponse immunitaire du canard à l'infection par les virus influenza

Schématiquement, la réponse immunitaire peut être séparée en une réponse innée et en une réponse adaptative. Si le rôle majeur de l'immunité innée dans la défense des canards contre l'infection aux virus influenza est bien documentée, l'implication de son immunité adaptative, humorale ou cellulaire, reste l'objet de nombreuses questions.

3.2.1. Immunité innée

3.2.1.1. Réponse inflammatoire

L'immunité innée constitue la première ligne de défense de l'organisme contre les agents pathogènes. Elle repose notamment sur les phénomènes inflammatoires. Plusieurs études ont montré chez le canard de Barbarie et Pékin infectés par des virus IAHP des paramètres inflammatoires augmentés, de manière variable selon les lignées et clades : surexpression d'IL-6, hausse de la température corporelle, hausse de la production de monoxyde d'azote. Ces paramètres n'ont pas été retrouvés chez les canards infectés par des virus IAFP. L'expression d'IL-6 chez le canard est par ailleurs corrélée à la sévérité de l'infection chez les canards ([Evseev & Magor, 2019](#)). Comparé au poulet, le canard présente une augmentation raisonnée des cytokines pro-inflammatoires et de monoxyde d'azote en réponse à l'infection par des virus IAHP ([Saito et al., 2018](#) ; [2 et al., 2014](#)). Chez le poulet, la production de cytokines pro-inflammatoires est ainsi tellement importante qu'elle peut être à l'origine de phénomènes de « tempêtes cytokiniques » et participer à la plus grande susceptibilité de ces animaux ([Burggraaf et al., 2014](#)). En résumé, les canards présenteraient un meilleur contrôle des phénomènes inflammatoires, limitant la réponse locale et systémique à certaines lignées de virus IAHP.

3.2.1.2. Pattern Recognition Receptors

La réponse innée repose en partie sur la reconnaissance de motifs moléculaires associés aux pathogènes (PAMPs, *pathogen-associated molecular patterns*) par des récepteurs de reconnaissance de pathogènes (PRR, *pattern recognition receptor*) localisés aux membranes cellulaires, dans le cytoplasme ou dans les membranes des organites. Une particularité notable du canard est d'exprimer dans son cytoplasme, contrairement au poulet par exemple, le PRR RIG-1 (*retinoic acid-inducible gene 1*) ([Barber et al., 2010](#)). Ce dernier reconnaît l'extrémité 5' triphosphate de l'ARN viral ([Kowalinski et al., 2012](#)), notamment celui du virus de l'influenza aviaire. La voie de signalisation induite conduit à l'expression d'interférons de type I et de gènes stimulés par les interférons qui participent à assurer une réponse antivirale ciblant les étapes du

cycle de réplication et à créer, pour les cellules environnantes, un état « antiviral » (Goodbourn *et al.*, 2000). Exprimé dans tout l'organisme, et en particulier dans la trachée chez le canard de Barbarie (Cheng *et al.*, 2015), RIG-1 est surexprimé dans les poumons de canard Pékin rapidement après infection par un virus IAHP (Saito *et al.*, 2018). Il n'est en revanche pas surexprimé chez les canards infectés par un virus IAFP (Barber *et al.*, 2010). Certains auteurs suggèrent que l'absence de RIG-1 chez le poulet expliquerait sa différence de sensibilité avec le canard à l'infection par l'IAHP. D'autres facteurs participant à l'activation de RIG-1 sont également uniquement exprimés chez le canard (TRIM27-L par exemple) (Blaine *et al.*, 2015). D'autres PRR présentent des profils d'expression particuliers chez le canard, comme le PRR endosomal TLR-7, non exprimé chez le poulet mais retrouvé au niveau pulmonaire chez les canards (MacDonald *et al.*, 2008) et qui reconnaît l'ARNsb viral et participerait à la réponse antivirale contre l'IAHP (Barber *et al.*, 2010). Le PRR TLR-3, suite à l'infection par un virus H5, est fortement surexprimé dans les tissus cérébraux et légèrement surexprimé ou sous-exprimé dans les poumons selon différents auteurs (Jiao *et al.*, 2012). Les gènes stimulés par les interférons mis en évidence chez les canards après infection par l'IAHP sont par exemple les gènes RSAD2, IFIT5, PKR, CCL19, CCL21, Mx, OASL, IFITM3 (Evseev & Magor, 2019). Certains d'entre eux sont bien plus exprimés chez le canard que chez le poulet en réponse à l'infection par un virus IAHP (Smith *et al.*, 2015). Il apparaît que la voie de signalisation induite par RIG-1 pourrait participer à la plus grande résistance du canard à l'infection par les virus influenza aviaires.

3.2.1.3. Interférons

Le rôle de protection des interférons, particulièrement ceux de type I (IFN α , IFN β), est bien documenté lors d'infection par des virus influenza. Leur production résulte de la détection d'ARN viral par les PRR, comme précédemment expliqué (voir [paragraphe 3.2.1.2](#)). Les poulets, lorsqu'infectés par des virus influenza A(H5Nx), voient l'expression d'interférons considérablement augmentée mais ne parviennent pas à contenir la réplication virale. De plus, certaines voies de signalisation induite par les PRR, notamment le TLR7, ne mènent pas à la production d'interférons de type I chez le poulet, contrairement au canard (MacDonald *et al.*, 2008). Saito *et al.* (2018) rapportent qu'après infection par des virus IAHP A(H5N1) les canards Pékin présentent une augmentation rapide mais transitoire (quelques jours) de l'expression des gènes codant les interférons de type I (IFN α , IFN β) et de type III (IFN λ), traduisant une meilleure capacité à gérer leur réponse immunitaire. Les auteurs précisent néanmoins que les réponses varient entre les individus et en fonction des souches étudiées. Les canards de Barbarie présenteraient par ailleurs une expression plus faible d'interférons suite à l'infection par des virus A(H5N1), ce qui pourrait participer à leur plus grande sensibilité (Cagle *et al.*, 2012).

3.2.2. Immunité adaptative

3.2.2.1. Réponse humorale

La réponse humorale constitue une ligne de défense importante chez le poulet contre l'infection aux virus IAHP. Les immunoglobulines produites par les plasmocytes ciblent majoritairement l'hémagglutinine virale. Chez le canard, les données tendraient à montrer que l'infection à virus IAHP entraînerait la production d'anticorps neutralisants et inhibiteurs de l'hémagglutination, mais à des taux faibles en comparaison des gallinacés (Magor, 2011). De plus, la réponse lymphocytaire B mémoire ne serait que peu développée, permettant aux canards de se réinfecter dans les semaines suivants la première inoculation (Kida *et al.*, 1980).

Les oiseaux possèdent trois isotopes d'immunoglobulines : IgM, IgA et IgY (absence d'IgE, IgD ou d'IgG) (Tableau XVIII). Les IgM sont les premières immunoglobulines produites lors de la réponse immunitaire (Parham, 1995), 3 à 5 jours après l'infection avant d'être remplacées par des IgA ou des IgY vers 12 jours post-infection (Higgins *et al.*, 1987). Elles sont également les premières immunoglobulines produites pendant le développement embryonnaire (Magor *et al.*, 1998). Elles sont présentes sous une forme sécrétée, à structure tétramérique ou pentamérique selon les auteurs et sous une forme membranaire, monomérique, constituant le récepteur à l'antigène des lymphocytes B (Lundqvist *et al.*, 2006) (Figure 20). Les IgM interviennent dans la lutte contre les virus influenza par inhibition de l'hémagglutination, neutralisation, fixation du complément et opsonisation. Les IgA sont retrouvées aux muqueuses et dans diverses sécrétions dont la bile. Elles présentent une structure polymérique, parfois désignée comme tétramérique (Magor *et al.*, 1998) (Figure 20). Cet isotype n'est pas exprimé chez les canards avant l'âge de deux semaines, laissant supposer une plus faible protection des muqueuses pendant cette période (Magor *et al.*, 1998). Les IgA ont des capacités d'inhibition de l'hémagglutination et de neutralisation des particules virales. Les IgY représentent la forme d'anticorps circulants la plus abondante chez les oiseaux. Ils sont considérés dans l'évolution comme des précurseurs des IgG et IgE mammaliens, bien que leur structure diffère de celle des IgG par la présence d'un domaine constant supplémentaire et l'absence de la région charnière (Magor, 2011). Deux formes circulantes d'IgY sont décrites chez le canard, à la différence des autres oiseaux. La forme dite « longue », commune aux autres oiseaux et reptiles, coexiste chez le le canard avec une forme spécifique « tronquée » d'IgY (IgY(Δ Fc)) (Figure 20). Celle-ci est caractérisée par un nombre moins élevé de domaines constants au niveau de son fragment cristallisable « Fc » (Magor *et al.*, 1992). Les formes tronquées sont davantage représentées avec un rapport sérique IgY sur IgY(Δ Fc) d'environ 3 pour 5. Les IgY sont transmis à la descendance dans le jaune d'œuf et représentent la quasi-totalité des anticorps d'origine maternelle (Liu & Higgins, 1990). Bien que son rôle ne soit pas clairement identifié à l'heure actuelle, la forme IgY(Δ Fc) ne participerait pas à l'internalisation des antigènes, à la fixation du complément, à l'opsonisation, à la cytotoxicité cellulaire dépendante des anticorps (ADCC), aux réactions de précipitation et à l'inhibition de l'hémagglutination. Son rôle dans la neutralisation des antigènes est supposé mais n'a pas été clairement démontré (Magor, 2011). Certains auteurs ont proposé que la présence de cette forme tronquée donnerait aux canards un « avantage sélectif » : l'absence du fragment Fc empêcherait un mécanisme décrit dans certaines infections virales appelé « facilitation de l'infection par les anticorps » (ADE,

antibody-dependant enhancement). En résumé, l'absence du fragment Fc empêcherait la fixation des formes IgY(Δ Fc) sur les récepteurs gamma Fc cellulaires et sur certains composants du complément, limitant ainsi l'entrée dans les cellules de complexes anticorps-virus et par conséquent la réplication virale (Meddings *et al.*, 2015).

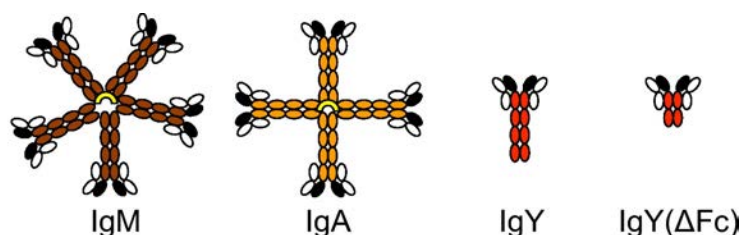


Figure 20. Structure des immunoglobulines sécrétées du canard.

Adapté de Magor, 2011

Tableau XVIII. Principales caractéristiques connues des immunoglobulines du canard.

Adapté de Lundqvist *et al.*, 2006 ; Magor, 2011

		IgM	IgA	IgY	IgY(Δ Fc)
Localisation		Sérum	Sécrétions, bile	Sérum	
Poids moléculaire		1100 kDa	890 kDa	180 kDa	120 kDa
Structure		Tétramérique ou pentamérique	Tétramérique	Monomérique	Monomérique, tronquée
Concentration (mg/ml)	Sérum	2 - 5		2 - 5 avec rapport IgY/IgY(Δ Fc) de 3 pour 5	
	Bile		5 - 12		
Inhibition de l'hémagglutination		+	+	+	-
Neutralisation		+	+	+	?
Fixation du complément		+	?	+	-
Opsonisation		+	?	+	-
Délai d'apparition sérique suite à infection par virus IA		3-5 jpi	Réponse mucoale	12-16 jpi	

? : rôle présumé mais non clairement démontré ; jpi : jour post-infection

3.2.2.2. Réponse cellulaire

Peu de données sont pour le moment disponibles sur le rôle des lymphocytes T chez les canards, notamment par manque de lignées cellulaires T de canards disponibles et par manque de réactifs adaptés aux espèces étudiées (Dai *et al.*, 2022). Des augmentations de populations cellulaires T CD8+ et CD4+ ont néanmoins déjà été mises en évidence dans les voies respiratoires de canards Pékin après infection par un virus A(H7N1) (Cornelissen *et al.*, 2013). Contrairement aux poulets également inclus dans cette étude, les canards ont présenté une expression de ces marqueurs cellulaires plus durable, même lorsque le virus n'était plus détecté, suggérant un rôle de ces cellules dans l'élimination du virus. Plus récemment, Dai *et al.* (2022) ont associé études *in vitro* et *in vivo* afin d'investiguer la réponse cellulaire T des canards suite à l'infection par un virus IAHP

A(H5N1). Dans les jours suivant l'inoculation, les canards colverts inoculés ont présenté une augmentation significative du pourcentage de cellules T CD4+ et CD8+ sanguines. Celle-ci s'est accompagnée dans les 5 et 9^e jours post-infection par une nette hausse de l'expression de nombreux facteurs cytotoxiques (notamment les granzymes A et K et l'IFN γ), suggérant un pic d'activité cytotoxique lors de cette période. Dans cette même étude, la voie T CD8 semble être prédominante sur la voie T CD4. Ainsi, la réponse cytotoxique semblerait jouer un rôle important dans la réponse adaptative au virus IAHP, notamment par sa persistance, bien que les études soient pour le moment peu nombreuses.

4. Déploiement de la vaccination contre l'influenza aviaire hautement pathogène en France

4.1. Un historique international de vaccination contre l'influenza aviaire

D'après l'OMSA, depuis 2005, 30 de ses pays membres ont déclaré avoir eu recours à la vaccination contre l'influenza aviaire hautement pathogène (Swayne *et al.*, 2023).

4.1.1. À l'échelle internationale

Plusieurs pays ont développé des programmes de vaccination pour lutter contre l'influenza aviaire sur leur territoire, de manière ponctuelle ou prolongée. Le Mexique développe un programme vaccinal en 1995 afin de lutter contre un virus IAHP A(H5N2), aboutissant à un nombre total de vaccinations de l'ordre de 380 millions et permettant au pays de retrouver un statut de indemne à la fin de la même année (EFSA AHAW Panel, 2023b ; Escorcia & Tellez-Isaias, 2023). Suite à une nouvelle vague de foyer d'IAHP, cette fois à A(H7N3) en 2012, une autre campagne est mise en place dans le pays avec la vaccination de 140 millions d'animaux. En octobre 2021, un virus IAHP A(H5N1) touche des régions stratégiques de la filière avicole mexicaine et conduit à une vaccination de masse (202 millions de doses) (Escorcia & Tellez-Isaias, 2023). En 1995, suite à plusieurs épisodes épizootiques, le Pakistan initie la vaccination contre le sous-type H7N3 (Swayne *et al.*, 2023). En 2002, Hong Kong connaît plusieurs épizooties d'IAHP à H5N1, amenant à la mise en place d'un programme vaccinal. De même, en 2004 en Chine, environ 2,5 milliards de doses sont injectées pour lutter contre la diffusion des virus A(H5Nx) dans le pays. En 2017, la diffusion d'un virus H7N9 dans le pays et son caractère zoonotique entraîne la mise en place de campagnes de vaccinations, récurrentes depuis. D'autres pays d'Asie du Sud et de l'Est comme l'Indonésie, le Vietnam ou le Bangladesh ont eu recours à la vaccination à partir des années 2000-2010. Dans cette même période, la vaccination d'urgence est utilisée par la Côte d'Ivoire, le Soudan, Israël, la Russie, la Corée du Nord ou encore le Pakistan. L'Egypte met en oeuvre la vaccination en 2006 pour répondre à l'introduction d'un virus A(H5N1) dans le pays. Ce pays est par ailleurs un exemple d'efficacité vaccinale mitigée : des foyers animaux et des cas humains ont continué à être rapportés pendant plusieurs années suivant la mise en place de la vaccination. Les raisons identifiées sont l'utilisation de souches vaccinales inadaptées, les campagnes vaccinales discontinues, les conditions de production des vaccins et de surveillance post-vaccinale inadéquates et une mauvaise tenue des mesures de biosécurité. Des adaptations des souches vaccinales utilisées ont du être réalisées afin de coller au mieux à la situation épidémiologique nationale (Peyre *et al.*, 2009).

4.1.2. À l'échelle européenne

Plusieurs pays de l'Union européenne (13 au total) ont eu recours à la vaccination par dérogation à partir du milieu des années 2000 dans les parcs zoologiques avec le Nobilis Influenza H5N2 (Intervet), seul vaccin jusqu'alors autorisé. C'est notamment le cas de la France, qui, en 2006 rend obligatoire la vaccination des animaux de parcs zoologiques des zones à niveau de risque « modéré » ou « élevé » pour les oiseaux non confinés et la rend facultative, sur autorisation préfectorale, dans les autres cas (MAP, 2006). Ainsi, 24 544 oiseaux détenus dans 135 établissements ont été vaccinés en 2006 (Cornuau *et al.*, 2007). L'Italie, au début des années

2000, vaccine des troupeaux dans le Nord du pays pour lutter contre la diffusion d'un virus IAFP. Les Pays-Bas et la France ont par ailleurs utilisé la vaccination préventive dans le milieu des années 2000. En effet, en 2006, la France rend obligatoire la vaccination de catégories de volailles « non confinables » pour réduire le risque d'introduction et de propagation d'un virus influenza A(H5N1) (DGAL, 2006). La stratégie vaccinale concerne les établissements détenant plus de 100 oies et/ou canards prêts à gaver, élevés en plein air, sans bâtiment ou avec des bâtiments de trop petite capacité pour assurer le confinement des volailles. L'aire géographique s'étend sur 125 communes des Landes, 120 communes de Loire-Atlantique et 128 communes de Vendée. La vaccination se déroule de fin février à fin mars 2006 et est appliquée sur 500 000 animaux (Cornuau *et al.*, 2007). Les Pays-Bas procèdent la même année à la vaccination de volailles de basse-cour non confinées et de poules pondeuses de l'élevage biologique ou en libre parcours.

4.2. Le « traumatisme » de l'épizootie de 2022 : éléments de contexte

L'épizootie de l'hiver 2022 a été vécue par les différents acteurs des filières avicoles et par les services de l'État comme un réel traumatisme (Bolo & Fournier, 2023). À titre d'exemple, le département de la Vendée connaît à partir de février 2022 un emballement des cas déclarés avec, entre février et mars 2022, 450 foyers d'influenza aviaire hautement pathogène recensés avec en moyenne 15 foyers par jour et des pics pouvant dépasser les 40 foyers par jour.

4.2.1. Débordement des capacités d'abattage et d'élimination des cadavres

L'augmentation rapide des foyers d'IAHP a amené à une submersion des services d'abattage sur le terrain. En plus des méthodes de gazage en caissons au dioxyde de carbone habituellement mises en place par le titulaire du marché national, des techniques de gazage en bâtiment par un autre prestataire ou d'injections létales par des vétérinaires ont également été utilisées. Dans d'autres cas où les délais d'abattage étaient trop longs par exemple, les DDecPP ont pu autoriser les éleveurs à couper les chaînes d'alimentation et la ventilation dans leurs bâtiments, amenant à une mort des animaux par asphyxie. Ces opérations ont notamment pu poser des questions relatives à la biosécurité et au respect du bien-être animal en raison parfois « *du maintien d'animaux contaminés, malades et en souffrance, pendant de longs jours dans les élevages* » (Anses, 2022a). Les moyens d'élimination des animaux par équarrissage ont également été débordés durant cette période, justifiant la nécessité de recours à l'enfouissement des cadavres en élevage (174 foyers sur les 535 de la Vendée, 5 000 tonnes de cadavres en France), à 2 sites de stockage temporaires en Vendée (7 000 tonnes de cadavres) et à 5 installations de stockage de déchets non dangereux (4 000 tonnes). Les opérations d'abattage préventif ou de lutte, les délais de récupération des cadavres et les enfouissements sur site ont pu être considérées comme traumatisantes par les éleveurs (Anses, 2022a ; Bolo & Fournier, 2023). Des interdictions de mise en place et des obligations de mise à l'abri des volailles élevées en plein air ont également pesé lourd sur les éleveurs et les filières pendant cette période.

4.2.2. « Sursollicitation » des services de l'État

Lors de la crise 2021-2022, 12 DDecPP ont eu à gérer plus de 5 foyers d'influenza aviaire dans leur département. Parmi celles-ci, 3 ont eu à en gérer plus de 100 (534 en Vendée, 229 dans les Landes, 179 en Maine-et-Loire) ([Conseil général de l'alimentation, de l'agriculture et des espaces ruraux \[CGAAER\], 2023](#)). Le fonctionnement en mode « gestion de crise » a entraîné, au total, la réalisation d'environ 26000 heures supplémentaires (11 départements sur 12) et 1400 astreintes supplémentaires (11 départements sur 12). Près de 80 contractuels ont été recrutés (10 départements sur 12) et plus de 200 personnels ont été recueillis en renfort de la part de l'État pour plus de 1000 jours de présence (12 départements sur 12). Le rapport du [CGAAER \(2023\)](#) décrit les risques psychosociaux auxquels les agents des DDecPP ont été confrontés (« *épuisement, démotivation, perte de sens, difficulté face au désarroi des éleveurs* »), entraînant parfois des situations de « *détresse psychologique* » et ayant motivé la mise en place d'un dispositif d'accompagnement psychologique *ad hoc* dans certaines directions. Les services de l'administration centrale (direction générale de l'alimentation) ont également été impactés par ces crises avec des cas rapportés d'épuisement et de *burn-out*. Ces situations sont liées à l'enchaînement des crises et à l'absence de récupération des équipes entre celles-ci, à la quantité de travail fournie par les équipes (gestion des foyers, suspensions, abattage, dépeuplements, laissez-passer...), à leur exposition à des situations d'abattage ou de dépeuplement massifs et à la détresse psychologique d'éleveurs mais aussi à l'augmentation des tensions avec certains d'entre eux. Enfin, la préparation à la crise en temps de paix a été jugée « *trop faible* » et « *inéga*le » selon les départements ([CGAAER, 2023](#)).

4.2.3. La détresse psychologique des éleveurs

Les opérations d'abattage ou de dépeuplement préventif, le maintien d'animaux malades pendant plusieurs jours, les mises à mort par asphyxie ou par d'autres méthodes, les retards d'élimination des cadavres, les ramassages des volailles mortes par les éleveurs sans équipements de protection individuelle suffisants ou encore les enfouissements sur site ont pu être à l'origine d'un réel « *traumatisme* » chez les éleveurs impactés ([Bolo & Fournier, 2023](#)). Suite à la crise 2021-2022, la FNSEA estime que près de 15% des éleveurs de volailles auraient arrêté leur activité ([FNSEA citée par Bolo & Fournier, 2023](#)). Des cellules de crise ont pu être mises en place en partenariat entre les chambres d'agriculture et les organisations syndicales locales pour aider les éleveurs pendant les crises, d'un point de vue psychologique et logistique ([Chambre d'Agriculture Pays de la Loire, 2024](#)). La Mutualité sociale agricole (MSA) a également mis en place une plateforme d'écoute et de soutien aux éleveurs, leur permettant d'échanger directement avec un psychologue ([MSA, 2021](#)).

4.2.4. Danger pour l'étagage sélection-multiplication

Les élevages de sélection et de multiplication de canards sont majoritairement localisés dans des zones très denses en volailles de toutes espèces ([Anses, 2022a](#)). La totalité de la génétique mondiale du foie gras est par ailleurs concentrée dans la région Pays de la Loire ([CIFOG cité par Bolo & Fournier, 2023](#)). Pendant la crise 2021-2022, plusieurs élevages de grands-parentaux

(étage sélection) et de parentaux (étage multiplication) ont ainsi été touchés par le virus A(H5N1) avec au total plus de 1,6 millions de volailles abattues (Réussir, 2022). En filière foie gras, l'abattage de 550 000 palmipèdes multiplicateurs (65% du parquet) et de 66 000 grands-parentaux (70%) a ainsi entraîné des pénuries sur l'approvisionnement en canetons.

4.2.5. Conséquences économiques de l'épizootie 2021-2022

Les conséquences économiques de l'épizootie en France sur les filières sont évaluées à un montant total d'environ 1,5 milliard d'euros pour la période 2021-2022⁷ (Bouzidi & Desole, 2024). En comparant les années 2021 et 2022, les mises en place de canetons pour la production de canards à rôtir ont baissé de 36 % et celles pour la production de palmipèdes gras de 33 % (ITAVI, 2022). Cette diminution importante est constatée sur l'ensemble des productions de la filière avicole. 5000 élevages de la filière volaille de chair ont été touchés et les pertes sont évaluées à plus d'un million d'euros. En décembre 2022, le CIFOG (filiale foie gras) évaluait les pertes dues à la crise à environ 308 millions d'euros. Le Comité national pour la promotion de l'œuf évalue que la production française d'œufs aurait diminué de 9% en 2022. Si la production primaire a été lourdement impactée, les fournisseurs d'intrants, notamment les entreprises d'alimentation animale, ont également été des victimes collatérales de cette crise influenza. De même, d'autres acteurs intervenant en élevages avicoles (entreprises de ramassage, transporteurs, fournisseurs de matériel d'élevage) ont pu être impactés et voir leur activité réduite. En aval de l'élevage, les industries de transformation (abattoirs, entreprises de l'agroalimentaire) ou les gaveurs de palmipèdes ont vu leur activité s'arrêter pendant un temps, faute d'activité (Bolo & Fournier, 2023).

4.3. Un changement de paradigme sanitaire et politique international

Suite aux différentes épizooties dues à l'influenza aviaire et particulièrement celle de 2022, un changement de paradigme autour de la vaccination s'opère auprès des instances politiques européennes et sanitaires internationales.

Auparavant, les autorités sanitaires et les professionnels du secteur faisaient preuve d'une certaine réticence au recours à la vaccination contre l'IAHP. D'un côté, les autorités sanitaires font face aux défis de l'élaboration d'un programme vaccinal, de son fonctionnement, de sa mise en opération et de sa surveillance. De l'autre, les filières ont la crainte de l'image envoyée au consommateur et de l'acceptabilité de la vaccination, en plus des interrogations concernant son financement. L'impact sur les échanges marchands entre pays, notamment la fermeture de marchés aux exportations, est aussi une crainte des professionnels du secteur (Shehata & Tellez-Isaias, 2023).

En mai 2022, le Conseil de l'Union européenne adopte des conclusions sur l'influenza aviaire hautement pathogène et « *prie instamment la Commission et les Etats membres d'intensifier leurs efforts afin d'élaborer des stratégies de vaccination pour la prévention et la lutte contre l'IAHP, en mettant l'accès sur les zones, les espèces et les pratiques agricoles à risque* ». (Conseil de l'Union européenne, 2022). Le 20 février 2023, la Commission européenne *via* le règlement délégué (UE)

⁷ Détail du calcul : 170 millions (pertes directes liées au dépeuplement, hors coût des mesures de police sanitaire) + 705 millions (non mises en place) + 540 millions (perte de marge brute du maillon abattage) + 40 millions (pertes à l'exportation sélection-accoupage) + 25 millions (pertes à l'exportation de la filière foie gras)

2023/361 autorise la vaccination pour la prévention de certaines maladies de catégorie A dans l'Union européenne, dont l'influenza aviaire hautement pathogène. Son annexe XIII fixe les conditions spécifiques de la mise en place et de la surveillance de la vaccination par les Etats membres ([Commission européenne, 2023](#)). Dans cet esprit, et considérant « *la nécessité d'explorer le potentiel d'application de la vaccination des volailles en plus des mesures déjà en place pour prévenir et contrôler les infections à l'IAHP* », la Commission saisit l'Autorité européenne de sécurité des aliments (EFSA) en juillet 2022 pour réaliser un état des lieux des vaccins disponibles contre l'IAHP chez les volailles ([EFSA AHAW Panel, 2023b](#)) et définir les différentes stratégies vaccinales applicables et les modalités de surveillance post-vaccination ([EFSA, 2024](#)). Plusieurs Etats membres ont par ailleurs déjà commencé à mener des essais de vaccination, considérant le peu de données disponibles chez certaines espèces : poulet et poule pondeuse (Belgique et Pays-Bas), canard mulard (France, voir [paragraphe 4.4.4](#)), dinde (Italie) et oie (Hongrie, République Tchèque).

Enfin, lors de sa 90^{ème} Session générale en mai 2023, l'Organisation Mondiale de la Santé Animale adopte une résolution historique concernant les défis stratégiques afférents au contrôle mondial de l'IAHP et considère « *que la vaccination à l'aide de vaccins enregistrés de haute qualité, efficaces contre les souches sauvages en circulation, peut offrir une protection supplémentaire et réduire les quantités de virus et le risque de propagation* ». Elle recommande par ailleurs « *que les Membres, en consultation avec la filière avicole, puissent envisager la mise en œuvre de la vaccination comme un outil complémentaire de contrôle de la maladie, qui repose sur une surveillance rigoureuse et tient compte des facteurs locaux tels que les souches virales en circulation, l'évaluation des risques et les conditions de mise en œuvre de la vaccination* » ([OMSA, 2023b](#)).

4.4. Une mobilisation des acteurs français

4.4.1. Une première réflexion menée par les professionnels du secteur

Dès septembre 2022, les professionnels intervenant dans les filières avicoles se réunissent au sein d'un « groupe de réflexion opérationnelle sur la vaccination influenza ». Celui-ci regroupe des organisations de production avicole, les principaux cabinets vétérinaires à orientation avicole, l'ITAVI, la SNGTV et les entreprises pharmaceutiques Boehringer Ingelheim et Ceva Santé Animale dont les vaccins sont dans le même temps en cours d'évaluation (voir [paragraphe 4.4.4](#)). Le principal objectif de ce groupe pluridisciplinaire était d'évaluer la possibilité d'une vaccination sur le terrain (voie d'administration, nombre de doses nécessaires, disponibilité des produits...) et d'identifier de potentielles contraintes opérationnelles, notamment logistiques. Les membres du groupe dressent 4 scénarios de vaccination avec comme variables les espèces, les zones et les périodes cibles ([Groupe de travail sur la mise en œuvre de la vaccination contre l'influenza aviaire, 2022](#)). Sont établis des estimations chiffrées des coûts de vaccination et de surveillance engendrés ainsi qu'une analyse des bénéfices et des risques de chaque scénario.

- Le premier scénario cible les palmipèdes et dindes présents en ZRD sur la période à risque novembre - avril ;

- Le deuxième scénario cible les palmipèdes, dindes, pondeuses sur tout le territoire et en ZRD élargies pour les espèces des périodes festives, sur toute l'année ;
- Le troisième scénario cible les palmipèdes, les dindes, les pondeuses et élargit la vaccination aux volailles de l'espèce *Gallus* de plus de 42 jours, sur l'ensemble du territoire et en ZRD élargies pour les espèces « festives », sur toute l'année.
- Le dernier scénario vise une approche globale par la vaccination de toutes les volailles (sauf reproducteurs et certains gibiers), sur l'ensemble du territoire et sur toute l'année.

Les coûts totaux estimés pour la vaccination et la surveillance post-vaccinale varient entre 35 et 330 millions d'euros selon les scénarios.

4.4.2. Mise en place d'un plan d'action gouvernemental

Le 22 décembre 2022, le ministre de l'Agriculture et de la Souveraineté alimentaire annonce la mise en place d'un plan d'action destiné à rendre opérationnelle la vaccination des volailles en tant qu'outil complémentaire de prévention et de contrôle à partir de l'automne 2023 ([MASA, 2022c](#)).

Les 5 objectifs visés par ce plan d'action sont les suivants :

- évaluer l'efficacité de solutions vaccinales sur les différentes espèces de volailles et palmipèdes ;
- s'assurer de la capacité des entreprises pharmaceutiques à produire les vaccins et à obtenir des autorisations d'utilisation ;
- évaluer d'un point de vue économique et scientifique différents scénarii de vaccination ;
- valider une stratégie vaccinale puis définir les conditions de sa mise en oeuvre ;
- mener un travail de pédagogie, d'information et de communication au niveau français, européen et international, notamment auprès des partenaires commerciaux, pour leur apporter toutes les garanties sanitaires.

Ce plan d'action s'appuie depuis début 2023 sur une gouvernance nationale basée sur deux instances : le comité de pilotage (COPIL) et le comité de suivi (COSUI). Le COPIL réunit des représentants du ministère de l'Agriculture et de la Souveraineté alimentaire (DGAL), des agences sanitaires (Anses), de l'ANMV, des entreprises pharmaceutiques (SIMV), de l'ENVT, des interprofessions avicoles (ANVOL, CIFO, CICAR) et des vétérinaires (SNGTV). Son rôle est de définir et développer la stratégie vaccinale contre l'IAHP ([MASA, 2022c](#)). Le COSUI met en oeuvre les actions élaborées par le COPIL et coordonne les livraisons vaccinales prévues.

4.4.3. Avis de l'Anses

Fin juillet 2022, la Directrice générale de l'alimentation saisit l'avis de l'Anses concernant l'élaboration d'un plan officiel de vaccination national au regard de l'influenza aviaire hautement pathogène. L'objet de cette sollicitation est i) d'évaluer la disponibilité des vaccins et leurs conditions d'utilisation à l'automne 2022 ; ii) d'évaluer la pertinence et les modalités de mise en place d'une stratégie vaccinale chez les galliformes pour la prochaine saison à l'automne 2022 et iii) d'évaluer la pertinence et les modalités de mise en place d'une stratégie vaccinale chez les palmipèdes pour la saison 2023 ([Anses, 2022b](#)).

Les deux premiers points font l'objet d'un avis de l'Anses publié le 27 octobre 2022 (saisine n°2022-SA-0139) ([Anses, 2022b](#)) et le dernier d'un avis publié le 30 mars 2023 (saisine n°2022-

SA-0165, avis finalement élargi à la vaccination de l'ensemble des volailles en France métropolitaine pour l'automne 2023) (Anses, 2022c). Ces deux avis ont été rendus par les membres du groupe d'expertise collective d'urgence (Gecu) et sont résumés ci-après.

4.4.3.1. Saisine n°2022-SA-0139

Dans une première partie, les experts du Gecu dressent un état des lieux des vaccins disponibles pour lutter contre l'influenza aviaire hautement pathogène à date de l'avis. Seul un (Nobilis Influenza H5N2, MSD Santé Animale) bénéficie d'une AMM en France depuis 2006. Il est utilisé dans le cadre de la vaccination des animaux de parcs zoologiques mais est disponible en quantité limitée. Son efficacité contre les souches actuellement en circulation en France est par ailleurs non documentée. Les 4 autres vaccins, utilisés dans des pays tiers, ne disposent pas d'autorisation communautaire au moment de la saisine et les informations les concernant sont parfois limitées. Les experts ont par ailleurs indiqué la nécessité « *de disposer de plusieurs types de vaccins pour obtenir une protection vaccinale suffisante à travers des injections multiples sur les animaux* ».

Dans un deuxième temps, un état des lieux des stratégies DIVA disponibles est réalisé. Pour rappel, la stratégie DIVA permet de différencier, au sein des lots vaccinés, les individus qui n'auraient pas été complètement protégés par la vaccination et auraient été infectés par un virus sauvage. Les trois principaux moyens de différencier vaccinés et infectés sont i) le maintien dans le lot vacciné d'une sous-population non vaccinée dite « sentinelle » (stratégie « non envisageable » en France d'après le Gecu) ; ii) l'analyse des anticorps anti-neuraminidase ; iii) la recherche des anticorps induits contre des protéines virales absentes du vaccin (ex. nucléoprotéine virale NP qui a un rôle majeur pour la réplication virale). L'existence d'une stratégie DIVA est un prérequis pour les instances sanitaires internationales et apporte des garanties lors des échanges commerciaux, notamment internationaux.

Dans une dernière partie, le Gecu évalue la pertinence et les modalités de mise en place d'une stratégie vaccinale chez les galliformes pour la prochaine saison à l'automne 2022. L'intérêt d'une vaccination en urgence des *Gallus gallus* en anneau périfocal en cas d'épizootie a été jugé comme quasi nul et n'est donc pas recommandée considérant notamment les délais de mise en place de l'immunité (3 à 4 semaines) et de la vaccination autour des foyers. La vaccination préventive des galliformes dans le cadre d'un cloisonnement géographique n'est par ailleurs pas recommandée. En revanche, une priorisation de la vaccination pour les élevages de sélection et de multiplication de *Gallus gallus* situés en ZRD et éventuellement en ZRP et des élevages situés autour de ces sites est recommandée par le Gecu. De plus, si une endémisation de l'IA venait à se produire sur le territoire et en cas d'accès à un nombre suffisant de doses vaccinales, les experts recommandent également de vacciner les élevages de pondeuses plein air situés en ZRD et éventuellement en ZRP ainsi que les autres élevages de *Gallus gallus* plein air et les dindes de sélection et de multiplication.

La vaccination chez les galliformes pour l'automne 2022 est par ailleurs jugée inapplicable considérant, au moment de la saisine, le peu de données sur les vaccins disponibles, la quantité de doses disponibles, la stratégie DIVA à valider.

4.4.3.2. Saisine n°2022-SA-0165

Dans cet avis, le Gecu « propose et évalue différents scénarios de vaccination, incluant la vaccination des palmipèdes mais aussi celle des galliformes, contre l'IAHP en France métropolitaine, pour l'automne 2023 ». Quatre hypothèses majeures ont été prises en considération pour définir les niveaux de priorité pour la mise en oeuvre de la vaccination contre l'IAHP en France, à savoir :

1. Le contexte épidémiologique à l'automne 2023 sera le même qu'au moment de la saisine ;
2. Une diversité de vaccins est autorisée pour vacciner toutes les espèces, induire une immunité collective et permettre une stratégie DIVA ;
3. La stratégie vaccinale est cohérente avec les délais d'acquisition de l'immunité et la durée de la protection vaccinale ;
4. La stratégie vaccinale est acceptable et réalisable par les professionnels (contraintes logistiques, économiques et commerciales).

Dans un deuxième temps, les experts ont identifié et hiérarchisé les risques d'introduction (**Tableau XIX**) et de diffusion (**Tableau XX**) des virus IAHP selon les types d'élevage et les principales espèces avicoles, en prenant en considération notamment l'accès à l'extérieur et la zone géographique des élevages. **Il apparaît clairement de ces données que les modes d'élevage les plus à risque d'introduction et de diffusion des virus IAHP sont les élevages de palmipèdes et dindes, ceux donnant accès à l'extérieur, avec flux d'animaux importants (transfert des palmipèdes gras en salles de gavage par exemple), situés dans les zones à risque (ZRD, ZRP).**

L'Anses fixe également deux objectifs pour les campagnes vaccinales :

- **la protection des filières avicoles** : préservation du potentiel génétique et de la capacité de redémarrage de la production en cas de dérapage enzootique ;
- **l'anticipation et la limitation des diffusions massives** et donc la participation au contrôle des épizooties dévastatrices.

Considérant les hypothèses prises en compte, les facteurs de risques identifiés et les buts définis pour la vaccination, le Gecu a écarté la stratégie de vaccination en urgence, la vaccination des volailles de chair à durée de vie courte et la vaccination de toutes les espèces pour l'automne 2023.

Ainsi « seule une stratégie de vaccination préventive limitée aux types de production les plus sensibles » a été jugée pertinente et trois scénarios ont été proposés par l'Anses :

- **scénario 1** : vaccination des **étages de sélection et de multiplication pour toutes les filières**, avec **priorisation des espèces palmipèdes et dindes** ;
- **scénario 2** : vaccination simultanée ou différée des **palmipèdes prêts-à-gaver**, des **dindes élevées en plein air**, des **palmipèdes à rôtir élevés en plein air et des poulettes futures pondeuses destinées au plein air** ;
- **scénario 3** : vaccination en complément des palmipèdes à rôtir et dindes élevées en claustration, des autres galliformes de chair élevés en plein air et des *Gallus* de ponte élevés en plein air.

Tableau XIX. Niveaux de risque associés aux modes d'élevages des volailles pour l'introduction des virus IAHP.

D'après [Anses, 2022c](#)

Facteur de risque d'INTRODUCTION	NIVEAUX DE RISQUE		
	Fort	Moyen	Faible
Réceptivité de l'espèce vis-à-vis des virus H5N1 HP actuels	Palmipèdes Dindes	<i>Gallus</i> Autres galliformes	
Accès à l'extérieur	Accès parcours extérieur	Claustration sans biosécurité Autre mise à l'abri sans biosécurité	Claustration avec biosécurité
Flux d'animaux	Atelier gavage multi salles	PAG Vente directe d'animaux vivants Gavage uni salle	Chairs tout-plein/tout-vide Couvoirs Reproducteurs Pondeuses Poulettes
Flux humains et véhicules	Pondeuses Vente directe	Reproducteurs (sélection et multiplication) Couvoirs PAG	Chairs tout-plein/tout-vide
Durée de vie	Pondeuses Reproducteurs	Chairs à vie longue	Chairs à vie courte
Zone	ZRP + ZRD ZRD en période épizootique	ZRP seule ZRD hors période épizootique	Reste du territoire
Saisonnalité de production et mouvements migratoires	Automne (migrations descendantes) Hiver	Printemps (migrations ascendantes)	Été

Tableau XX. Niveaux de risque associés aux modes d'élevages des volailles pour la diffusion des virus IAHP.

D'après [Anses, 2022c](#)

Facteur de risque de DIFFUSION	NIVEAUX DE RISQUE		
	Fort	Moyen	Faible
Capacité d'excrétion	Palmipèdes Dindes	<i>Gallus</i> Autres galliformes	
Faculté de diffusion (environnement, avifaune et voisinage)	Accès parcours extérieur Ventilation dynamique	Claustration sans biosécurité Autre mise à l'abri sans biosécurité	Claustration sans biosécurité
Flux d'animaux (nombre d'élevage de destination et nombre d'animaux concernés)	PAG Poulettes Accouveurs Reproducteurs	Vente directe d'animaux vivants	Chairs tout-plein/tout-vide Pondeuses
Flux humains et véhicules	Pondeuses Couvoirs	Reproducteurs Vente directe PAG	Chairs tout-plein/tout-vide
Zone	ZRD		Reste du territoire
Saisonnalité et conditions de survie du virus	Automne Hiver	Printemps	Été

DÉPLOIEMENT DE LA VACCINATION PRÉVENTIVE CONTRE L'IAHP EN FRANCE : DATES CLEFS

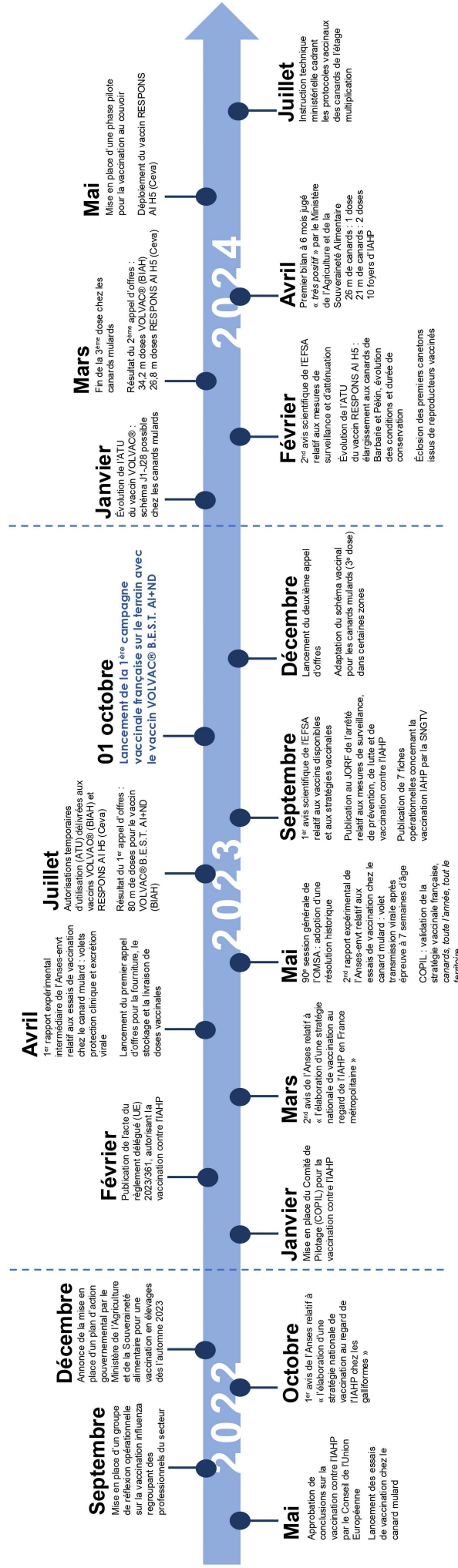


Figure 21. Frise chronologique du déploiement de la vaccination contre l'influenza aviaire hautement pathogène en France.

4.4.4. Expérimentation de la vaccination chez les canards mulards

Annoncées en janvier 2022 par le ministre de l'Agriculture dans un contexte de l'étude par la France des possibilités de mise en place d'une vaccination préventive contre l'influenza aviaire et du peu de données disponibles chez les palmipèdes, des études expérimentales ont été menées par l'Anses et l'ENVT-INRAE courant 2022 et fin 2023 afin d'évaluer l'excrétion ([Grasland et al., 2023a](#)) et la transmission ([Grasland et al., 2023b](#)) d'un virus IAHP A(H5N1) de clade 2.3.4.4b après vaccination chez des canards mulards. Ces études se sont déroulées en deux phases. Une première phase terrain a eu lieu en conditions d'élevages avec la mise en place de lots de canetons mulards conventionnels. La réponse de lots vaccinés avec les candidats vaccins, selon les recommandations des fabricants⁸, a été comparée, dans chaque expérimentation à celle de lots non vaccinés (lots dit « témoins »). Les vaccins entrant dans le cadre des études étaient le Duck H5-STV vaccine® (Ceva Santé Animale) et le VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND (Boehringer Ingelheim Animal Health). Une deuxième phase en animalerie confinée a ensuite été conduite avec un challenge infectieux à 7 et 11 semaines avec l'inoculation du virus A/chicken/France/D2107428/2021 (H5N1) sur un lot sélectionné.

4.4.4.1. Évaluation de la protection clinique et de l'excrétion virale

Durant la phase terrain, les lots ont fait l'objet d'un suivi technique, sanitaire et vétérinaire. Ce dernier consistant, à dates définies, en un examen clinique du lot et en la réalisation de prélèvements (prises de sang et écouvillons trachéaux et cloacaux) en vue d'analyses sérologiques (ELISA pour la détection des antigènes viraux H5 et NP) et virologiques (RT-qPCR gène M ± RT-qPCR H5/H7). Après vaccination, aucun signe clinique, aucune baisse de consommation d'eau ou d'aliment et aucune lésion à l'examen nécropsique n'ont été mis en évidence. De même, les analyses virologiques dirigées contre le gène M se sont avérées négatives.

Les analyses sérologiques en élevage ont mis en évidence, pour les deux vaccins testés, une séroconversion vis-à-vis de l'antigène H5 à l'issue du rappel effectué à 28 jours d'âge, un pic à 8 semaines, suivi d'une diminution des titres à partir de l'âge de 10 semaines.

Durant la phase en animalerie, la souche A/chicken/France/D2107428/2021 (H5N1) a été inoculée aux canards par voie oculaire à 7 semaines d'âge ou à 11 semaines d'âge. Après épreuve à 7 semaines d'âge, les vaccins ont démontré leur efficacité à diminuer l'excrétion virale oropharyngée et cloacale en comparaison aux animaux non vaccinés avec une extinction de l'excrétion obtenue entre 7 et 14 jours post-inoculation. Après épreuve à 11 semaines d'âge, la diminution d'excrétion virale est également présente mais de manière moins prononcée par rapport à 7 semaines d'âge et se poursuit chez toute ou partie des canards 14 j post-inoculation selon les candidats vaccins. Les deux vaccins ont donc été efficaces pour diminuer le niveau et la durée d'excrétion virale par les voies digestives et respiratoires, de manière moins marquée lors d'inoculation à 11 semaines mais toujours significative.

⁸ VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND : injection sous-cutanée d'une dose vaccinale à 10 et 28 jours d'âge
Duck H5-STV vaccine® : injection intramusculaire dans la cuisse à 1 et 28 jours d'âge

4.4.4.2. Évaluation de la transmission virale

Durant la phase terrain, les canards ont globalement fait l'objet du même type de suivi que précédemment décrit. À l'âge de 6 semaines, les canards ont été transférés dans 3 animaleries (une animalerie par lot : lot non-vacciné, lot vacciné Duck H5-STV vaccine® et lot vacciné VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND), avec dans chacune d'elle une séparation physique en polyéthylène, constituant 2 parcs par salle. Dans l'un des parcs de chaque animalerie, 2 canards ont été inoculés avec le virus d'épreuve par voie oculaire à 7 semaines d'âge. Après un délai d'une journée, les canards infectés ont été mis en contact direct avec des canards de même statut vaccinal et en contact indirect avec d'autres canards *via* la séparation physique (**Figure 22**). Des analyses sérologiques (ELISA anti-NP et anti-H5) et virologiques (RT-qPCR gène M) ont été réalisées sur l'ensemble des canards, qu'ils soient en contact direct ou indirect avec les canards inoculés.

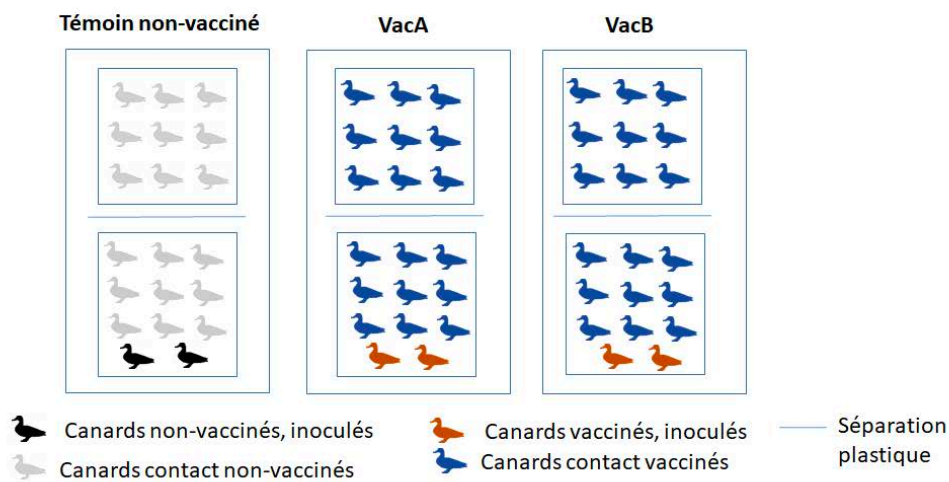


Figure 22. Schéma de l'organisation physique des animaleries et de la répartition des canards lors des essais de transmission virale post-vaccination.

Adapté de [Grasland et al., 2023b](#)

Les résultats obtenus montrent, que pour chaque vaccin, un seul canard vacciné (sur 9) en contact direct des animaux inoculés a présenté une excrétion virale oro-pharyngée 2 à 3 jours suivant la mise en contact. Pour les deux vaccins, l'excrétion cloacale chez les animaux en contact direct est restée nulle. De plus, pour les animaux en contact indirect et pour les deux vaccins, aucune excrétion virale n'a été détectée jusqu'à la fin de la période expérimentale (32 jours post-inoculation virale). Les auteurs ont également estimé des paramètres de transmission virale, notamment le taux de reproduction R_0 , qui permet d'estimer le nombre d'individus qui seront en moyenne infectés par un canard infecté. Chez les animaux non-vaccinés, les transmissions directe et indirecte sont élevées avec des R_0 respectifs de 88 et 29. Les deux vaccins ont permis de maîtriser la transmission directe avec un R_0 inférieur à 1 ($R_{0 \text{ Duck HR-STV vaccine}^\circledR} = 0,62$; $R_{0 \text{ VOLCAC}^\circledR \text{ B.E.S.T. AI+ND}} = 0,28$). Ils ont également permis d'abolir la transmission par contact indirect.

Ces expériences, réalisées après inoculation à 7 semaines d'âge, ont été répétées avec, cette fois, une épreuve virulente réalisée à 11 semaines d'âge ([données non publiées](#)). Les résultats montreraient que la transmission ne serait pas réduite au même niveau, en comparaison avec les animaux inoculés à 7 semaines. Le R_0 serait ainsi supérieur à 1 bien que toujours inférieur à celui

d'animaux non vaccinés (DGAL, 2023b). Ces résultats ont participé à la décision des autorités sanitaires d'adapter le protocole vaccinal chez les canards mulards de décembre 2023 à mars 2024 (voir [paragraphe 4.6.2](#)).

4.5. Stratégie vaccinale

Considérant les éléments épidémiologiques montrant leur rôle dans l'introduction et la diffusion des virus influenza aviaires en France durant les précédentes épizooties et les résultats des essais menés, les autorités sanitaires ont décidé de rendre obligatoire la vaccination préventive pour les canards de l'étage production, dans tous les élevages détenant plus de 250 canards de Barbarie, mulards ou Pékin sur le territoire métropolitain, hors Corse à partir du 1^{er} octobre 2023. À date, la vaccination des élevages détenant moins de 250 canards demeure toujours strictement interdite tout comme celle d'autres espèces de volailles (MASA, 2023b) (**Tableau XXI**).

À l'étage multiplication, la vaccination n'est autorisée que pour les canards dont les produits (œufs à couvrir, canetons de 1 jour) sont exclusivement destinés au marché national, c'est-à-dire n'étant ni exportés vers des pays tiers ni échangés avec d'autres Etats membres.

4.6. La vaccination sur le terrain

4.6.1. Les vaccins utilisés

4.6.1.1. Appels d'offres

En avril 2023, le Ministère de l'Agriculture et de la Souveraineté Alimentaire lance un premier appel d'offres pour la fourniture, le stockage et la livraison de doses de vaccin dirigées contre le virus IAHP pour la période allant d'octobre 2023 jusqu'à avril 2024 pour un effectif total de 36,6 millions de canards (21 millions de canards mulards et 15,6 millions de canards de Barbarie) et 80 millions de doses vaccinales. Les caractéristiques auxquelles doivent répondre les candidats vaccins sont indiquées dans le **tableau XXII**. Les critères d'attribution du marché des lots sont financiers (40%) et techniques (60%) (MASA, 2023c). Pour ce premier appel d'offres, les critères techniques pris en compte sont la capacité à fournir l'ensemble des doses d'un lot dans la période demandée (25%), les conditions de stockage et de transport du produit non entamé (20%), la capacité de vaccination des troupeaux à faible nombre d'individus (5%), la capacité des vaccins à être administrés à des poussins d'un jour ou *in ovo* (5%) et la capacité des vaccins à être administrés à des volailles *Gallus gallus* en complément des canards (5%) (MASA, 2023c). Après analyse des candidatures de trois laboratoires pharmaceutiques ayant répondu à cet appel d'offres (Boehringer Ingelheim, Ceva Santé Animale et Zoetis), le premier marché a été attribué dans sa totalité au laboratoire allemand Boehringer Ingelheim pour son vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND. En décembre 2023, un second appel d'offres est ouvert pour la période courant de début avril 2024 à fin septembre 2024. Les besoins pour cette deuxième période vaccinale ont été évalués à 60 millions de doses pour la vaccination des canards mulards, de Barbarie et Pékin avec respectivement 31,4 millions, 26,6 millions et 3 millions de doses. La répartition de l'attribution du marché se fait également selon des critères financiers et techniques mais avec une pondération des critères techniques différente comparée au premier appel d'offres.

Tableau XXI. Cibles de la stratégie vaccinale préventive contre l'influenza aviaire hautement pathogène en France métropolitaine (hors Corse), au 18 mai 2024.

D'après DGAL, 2023b

Espèces	Vaccination OBLIGATOIRE	Vaccination AUTORISÉE	Vaccination INTERDITE
Élevage de Barbarie, mulards ou Pékin à l'étage production détenant plus de 250 canards	X		
Élevage de canards Barbarie, mulards ou Pékin à l'étage production détenant moins de 250 canards			X
Élevage de canards Barbarie, mulards ou Pékin à l'étage multiplication, dont les produits sont destinés au marché national		X	
Élevage de canards Barbarie, mulards ou Pékin à l'étage multiplication, dont les produits sont destinés à des pays tiers ou au marché européen			X
Élevage détenant des volailles autres que des canards Barbarie, mulards ou Pékin			X
Basses-cours			X
Parcs zoologiques		X « dans les parcs zoologiques à caractère fixe et permanent, situés sur le territoire métropolitain, après autorisation du Préfet »	

Tableau XXII. Caractéristiques minimales auxquelles doivent répondre les candidats vaccins aux appels d'offres.

D'après MASA, 2023c, 2023d

<ul style="list-style-type: none"> ▸ Disposer d'une AMM délivrée par l'EMA ou d'une ATU délivrée par l'ANMV pour l'espèce canard mulard et/ou canard de Barbarie ou des preuves d'une demande d'autorisation d'AMM ou d'ATU en cours de validation lors du dépôt de l'offre ; ▸ Ne pas contenir de virus vivant ou atténué de l'influenza aviaire (conformément au règlement délégué UE 2023/361) ; ▸ Disposer d'une efficacité permettant de contribuer à la réduction de la pression infectieuse, en fournissant notamment une documentation montrant l'efficacité sur l'influenza aviaire hautement pathogène du clade 2.3.4.4b ; ▸ Induire une immunité permettant de réduire les signes cliniques et l'excrétion du virus ; ▸ Disposer d'une capacité de stratégie DIVA ; ▸ Avoir une durée de conservation du produit non entamé minimale de 16 (premier appel d'offres) - 6 (second appel d'offres) mois à compter de la date de livraison ; ▸ Avoir des conditions de conservation (température, etc.) permettant de gérer le stock et l'approvisionnement jusqu'au site d'utilisation.
--

En effet, les critères techniques pris en compte sont la capacité des vaccins à être administrés à des animaux d'un jour (25%), les conditions de stockage et de transport du produit non entamé (20%) et la capacité de vaccination des troupeaux à faible nombre d'individus (15%) (MASA, 2023d). À l'issue de la consultation, Boehringer Ingelheim est le premier attributaire de ce second appel d'offres pour une livraison de 34,2 millions de doses du vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND. Le laboratoire Ceva Santé Animale se voit attribué le complément des doses à livrer, soient 26,8 millions de doses, pour son vaccin CEVA RESPONS AI H5. Ces vaccins sont présentés dans les deux paragraphes à suivre.

4.6.1.2. Vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND (Boehringer Ingelheim)

Le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND (Boehringer Ingelheim) est un vaccin inactivé, adjuvé (huileux) et bivalent, dirigé contre l'influenza aviaire hautement pathogène et la maladie de Newcastle. Il est déjà utilisé depuis 2014 à large échelle dans plusieurs pays situés hors de l'Union Européenne (Mexique, Egypte, Jordanie, Irak) où la circulation de l'influenza aviaire est devenue endémique. Plus d'un milliard de doses a déjà été administré à travers le monde (Boehringer Ingelheim, 2023). Il obtient une autorisation temporaire d'utilisation (ATU) en France le 3 juillet 2023 (Anses-ANMV, 2023a), ensuite adaptée fin janvier 2024. La valence contre l'influenza est de type recombinante, sous-unitaire, contenant une fraction purifiée d'hémagglutinines H5 modifiées du virus de l'influenza aviaire hautement pathogène issu de la lignée A/duck/China/E319-2/2003 (H5N1) de clade 2.3.2. Les modifications apportées à l'hémagglutinine comportent trois substitutions dans la région codante (Ser120Asn, Asp155Asn, Ser223Asn) et une insertion au site de clivage polybasique (328Lys) (Oliveira Cavacanti *et al.*, 2017). Ces modifications ont pour objectif de rendre la protéine H5 plus immunogène et plus facilement clivable. La production de ces protéines se fait en cellules d'insectes Sf9, jouant le rôle de bioréacteurs, infectées par des baculovirus recombinants dont le génome contient la séquence codant l'hémagglutinine H5. L'utilisation de la stratégie utilisant le baculovirus est à l'origine de l'acronyme B.E.S.T. (*Baculovirus Expression System Technology*) figurant dans le nom commercial du produit. Le vaccin contient également la souche LaSota inactivée de l'orthoavulavirus aviaire de type 1 (OAvV-1), agent responsable de la maladie de Newcastle. Une dose de vaccin (0,5 mL) contient au minimum 256 UIHA d'hémagglutinine H5 et 128 UIHA de virus inactivé de la maladie de Newcastle. Considérant que les animaux vaccinés avec le VOLVAC® B.E.S.T. ne le sont que contre la protéine contenue dans le vaccin (hémagglutinine), les animaux ne développent pas d'anticorps dirigés contre les autres protéines virales de l'influenza aviaire. Ainsi, ce vaccin est compatible avec la stratégie DIVA (*Differentiating Infected from Vaccinated Animals*). De nombreux kits ELISA permettent notamment de doser les anticorps dirigés contre la nucléoprotéine virale. C'est d'ailleurs sur ce dosage que s'appuie la stratégie DIVA mise en place dans le cadre de la campagne de vaccination française.

Plusieurs études expérimentales de vaccinations réalisées chez des poulets exempts de pathogènes spécifiques (SPF, *Specific Pathogen-Free*) ont montré une réduction significative de signes cliniques évocateurs d'IAHP et de mortalité (au minimum de 80% de réduction et jusqu'à 100%) ainsi qu'une diminution ou une suppression de l'excrétion virale après challenge post-

vaccinal avec des virus IAHP A(H5Nx) de clades 2.2, 2.2.1, 2.2.1.1, 2.3.2 ou 2.3.4.4b (Beato *et al.*, 2013 ; Oliveira Cavacanti *et al.*, 2017 ; Kandeil *et al.*, 2018). Ces éléments témoignent d'une large protection croisée conférée par le vaccin dans ces conditions expérimentales. De la même manière, Sultan *et al.* (2019) se sont intéressés à la protection vaccinale conférée par le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND, mais cette fois chez le canard Pékin et de Barbarie et contre le clade circulant 2.3.4.4b. Un autre paramètre de leur étude portait sur la différence entre un protocole en une injection simple à 10 jours d'âge et un protocole en deux injections, l'une à 10 jours et l'autre à 28 jours d'âge. Dans cette étude, après une simple dose de vaccin, les canards Pékin ont présenté des signes cliniques faibles voire absents tandis que les canards de Barbarie ont présenté des signes cliniques sérieux et une excrétion trachéale persistante. Au contraire, chez les canards ayant reçu deux injections de vaccin à 18 jours d'intervalle, aucune mortalité, signe clinique, lésion macroscopique ou excrétion virale n'ont été rapportés. Ces résultats ont permis de mettre en évidence, chez les canards, la nécessité d'un protocole en deux doses pour atteindre une protection clinique satisfaisante avec le VOLVAC® B.E.S.T.. La principale limite de cette étude réside néanmoins dans le fait que les canards étudiés étaient issus de parentaux déjà vaccinés à trois reprises contre l'IAHP. En 2023, Niqueux *et al.* ont réalisé des essais de vaccination chez des canards mulards. Le protocole consiste en une vaccination à 16 jours d'âge puis en un challenge infectieux à 42 jours avec un virus IAHP de la lignée A/decoy duck/France/161105a/2016 (H5N8) de clade 2.3.4.4b. Les résultats indiquent que 7 jours après le challenge viral, 9 canards sur les 10 testés ont présenté un score clinique et une excrétion virale plus faible comparés aux canards non-vaccinés. Le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. confère par ailleurs une protection vaccinale même en présence d'anticorps d'origine maternelle chez des poulets challengés avec un virus IAHP appartenant au clade 2.3.4.4b de la lignée A/chicken/Egypt/AH14/2020 (Radwan *et al.*, 2023). Des expérimentations avec épreuve virulente (virus de clade 2.3.4.4b) ont également été menées et sont poursuivies en Italie afin d'évaluer la protection clinique et l'excrétion virale après vaccination avec le VOLVAC® B.E.S.T. chez la dinde. Les premiers résultats montreraient que l'utilisation seule de ce vaccin en 2 injections chez cette espèce n'amènerait qu'à un taux de survie des animaux de 38%, alors qu'en association avec un autre vaccin recombinant il pourrait atteindre 100% (EFSA AHAW Panel, 2023b).

4.6.1.3. Vaccin CEVA RESPONS AI H5 (Ceva Santé Animale)

Le vaccin CEVA RESPONS AI H5 est un vaccin inactivé monovalent, dirigé contre l'influenza aviaire hautement pathogène. Il obtient une autorisation temporaire d'utilisation en France le 3 juillet 2023, ensuite adaptée le 2 février 2024 (Anses-ANMV, 2023b). Il s'agit d'un vaccin à ARN auto-amplifiant dont la séquence code l'hémagglutinine virale H5 modifiée du virus IAHP appartenant au clade 2.3.4.4b de la lignée A/duck/France/161108h/2016.

4.6.2. Schéma vaccinal

La vaccination avec le VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND (Boehringer Ingelheim) est réalisée selon un protocole établi en 2 injections (DGAL, 2023c) (Tableau XXIII).

Chez les canards de Barbarie, la première injection vaccinale doit être réalisée entre 10 jours et 21 jours d'âge au maximum (DGAL, 2023c). En pratique et dans la majorité des cas, dans les élevages de canards de Barbarie, la date de la 1^{ère} injection est optimisée pour que la réalisation soit concomitante à celle du rappel vaccinal contre la parvovirose et la maladie de Derzsy et des interventions d'époinçage du bec et des griffes si celles-ci sont souhaitées et n'ont pas été réalisées préalablement au couvoir. Le rappel vaccinal doit être réalisé 18 jours plus tard, avec néanmoins un délai supplémentaire maximal toléré de 5 jours.

Chez les canards mulards, le schéma vaccinal a été évolutif compte-tenu de la modification de l'autorisation temporaire d'utilisation du vaccin fin janvier 2024. Sur la période octobre 2023-fin janvier 2024, la première injection vaccinale est réalisée obligatoirement en élevage entre 10 et 21 jours et la seconde 18 jours plus tard. Fin janvier 2024, l'ATU du vaccin évolue et permet également de vacciner les canards mulards au couvoir dès 1 jour d'âge avec une seconde injection réalisée en élevage 28 jours plus tard (Anses-ANMV, 2023c).

Chez les canards Pékin, la primovaccination est réalisée au couvoir à 1 jour d'âge. Un rappel vaccinal est réalisé 18 jours plus tard (avec délai maximum à 23 jours) en élevage.

Considérant l'émergence de nouveaux foyers d'influenza aviaire en fin d'année 2023 malgré la campagne vaccinale et les résultats des essais de transmission à 11 semaines, ce protocole a été adapté du 4 décembre 2023 au 15 mars 2024, rendant obligatoire pour les élevages de canards mulards un protocole en 3 injections vaccinales (J10, J28 et J56) dans 73 communes du Sud-Ouest et 45 communes de Pays de la Loire et des Deux-Sèvres. La 3^e injection vaccinale est « volontaire » dans le reste des zones à risque de diffusion et autour des sites de sélection et de multiplication selon un périmètre établi (3 km autour des sites de sélection et 1 km autour des sites de multiplication).

Tableau XXIII. Schéma vaccinal contre l'influenza aviaire hautement pathogène chez les canards avec le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND (Boehringer Ingelheim) en France.

D'après DGAL, 2023b, 2023c

	Canard PÉKIN	Canard de BARBARIE	Canard MULARD	
			Schéma 1 (à partir d'octobre 2023)	Schéma 2 (à partir de février 2024)
1^{ère} injection	J1 (couvoir)	Entre J10 et J21 (élevage)	Entre J10 et J21 (élevage)	J1 (couvoir)
2^{ème} injection	18 jours plus tard (élevage)	18 jours plus tard (élevage)	18 jours plus tard (élevage)	28 jours plus tard (élevage)
3^{ème} injection	<i>non concerné</i>	<i>non concerné</i>	Du 04/12/2023 au 15/03/2024 dans certaines zones définies par DGAL, 2023b J56	<i>non concerné</i>

La 2^{ème} injection et la 3^{ème} injection, quand elle a lieu, peuvent être réalisées avec une tolérance maximale de 5 jours supplémentaires. Pour la 3^{ème} injection, une tolérance de 5 jours en moins était acceptée « en cas de contrainte logistique forte et justifiée ».

La vaccination avec le CEVA RESPONS AI H5 (Ceva Santé Animale) nécessite également deux injections. La primovaccination est réalisée au couvoir à 1 jour d'âge et le rappel vaccinal 3 à 4 semaines plus tard en élevage. Alors que son ATU initiale délivrée en juillet 2023 ne permettait que la vaccination des canards mulards, celle-ci évolue en février 2024 et est élargie aux canards de Barbarie et Pékin.

4.6.3. Les interventions vaccinales en pratique

4.6.3.1. Organisation générale des séances vaccinales

Les actes de vaccination peuvent être réalisés par des sociétés professionnelles de vaccination, par les éleveurs eux-mêmes par délégation ou par le vétérinaire mandaté. L'éleveur est responsable de l'organisation de la vaccination. Les organisations de production animale participent à la planification des interventions, à l'identification des lots, l'accompagnement opérationnel et à d'éventuelles contractualisations avec les sociétés de vaccination ([SNGTV, 2023a](#)). L'organisation des interventions vaccinales est méthodique, nécessitant une préparation des animaux, des solutions vaccinales et des bâtiments d'élevages. Les interventions vaccinales sont ainsi souvent qualifiées de « chantiers » vaccinaux par les différents protagonistes. Des mesures de biosécurité renforcée doivent être appliquées, le nombre de personnes extérieures à l'élevage pouvant être élevé lors des interventions. La préparation des animaux passe par une évaluation de leur aptitude à être vaccinés par l'éleveur (évaluation de l'état général) et par une mise à jeun de 12h maximum pour l'alimentation et de 6h maximum pour l'abreuvement avant le début des actes vaccinaux ([SNGTV, 2023b](#)). Ceci permet de limiter les phénomènes de régurgitation lors de la contention des animaux. Le vaccin doit être préparé la veille par l'éleveur, avec une mise en température adaptée. En effet, pour le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND, qui est un vaccin huileux, sa température doit se situer aux alentours de 26°C pour garantir une bonne fluidité lors de son administration ([SNGTV, 2023a](#)). Un défaut de fluidité pourrait être à l'origine d'une douleur à l'injection pour le canard mais aussi rendre difficile l'injection par le vaccinateur. Pour la mise en température, les flacons de vaccin sont placés la veille dans le bâtiment d'élevage ou dans l'habitat de l'éleveur. Si cela n'a pas été fait, le recours à des valises thermostatisées, des bains-maries ou des récipients isothermes contenant des bouteilles d'eau chauffée est également possible le jour-même de l'intervention vaccinale. Dans l'idéal, la température du vaccin est contrôlée par l'éleveur ou par les équipes de vaccination. Le bâtiment est organisé en plusieurs parcs, permettant notamment de séparer les canards non-vaccinés des canards vaccinés. Les animaux non-vaccinés sont amenés, par petits effectifs, dans des parcs d'attrapage où ils sont présentés aux vaccinateurs. La [SNGTV \(2023a\)](#) a émis des recommandations sur le nombre de parcs d'attrapage à établir selon les effectifs des bâtiments. Ainsi, pour des effectifs inférieurs à 8000 canards, un parc d'attrapage serait suffisant tandis que pour des effectifs supérieurs, l'idéal serait de disposer de deux parcs d'attrapage. A l'issue de l'acte vaccinal, les canards sont déposés dans un autre parc, avec l'ensemble des canards vaccinés. L'éleveur surveille l'état de ses animaux lors de la vaccination, veille à leur bonne répartition dans les parcs afin d'éviter les phénomènes d'étouffement et isole ou met à mort les animaux blessés. La cadence idéale définie par la [SNGTV \(2023b\)](#) est de 800 à 1000 canards vaccinés par heure lors de la vaccination vers

10 jours d'âge et de 600 à 800 canards vaccinés par heure lors de la deuxième injection vers 28 jours d'âge. À l'issue de chaque intervention vaccinale, l'équipe en charge a l'obligation de compléter un compte-rendu de vaccination au format papier (voir **Annexes 3 et 4**, modèles respectivement établis par la SNGTV et par Chêne Vert Conseil) ou électronique (plateforme digitale FluXpert™ mise à disposition par le laboratoire Boehringer Ingelheim) sur lequel figurent des informations sur l'élevage, sur les animaux vaccinés, sur le déroulement de l'intervention et sur le nombre de doses vaccinales utilisées et résiduelles. Celui-ci est transmis au vétérinaire sanitaire de l'élevage, qui en contrôle le contenu.

4.6.3.2. L'acte vaccinal

Les interventions vaccinales nécessitent une main d'œuvre importante, du fait du nombre d'animaux à vacciner en un temps restreint et de la répétabilité du travail. Les équipes se composent d'« attrapeurs » qui ont pour mission d'attraper les canards au sol et de les présenter aux personnes réalisant l'acte vaccinal, les vaccinateurs ou « piqueurs ». La cadence des chantiers vaccinaux est principalement déterminée par le rythme des attrapeurs et par leur nombre. Ainsi, un nombre idéal d'attrapeurs par vaccinateur a été établi à 1 à 2 attrapeur(s) pour 1 vaccinateur lorsque les animaux ont moins de 18 jours d'âge et à 3 attrapeurs par vaccinateur au-delà de cet âge ([SNGTV, 2023b](#)). Cette différence s'explique par une diminution du rythme des attrapeurs liée à l'augmentation de poids des canards avec l'âge. Les vaccinateurs disposent de seringues adaptées aux volailles. Deux principaux modèles de seringues coexistent sur le terrain : celles à « simple corps » et celles à « double corps » ([SNGTV, 2023b](#)). Les seringues à « simple corps » ne permettent l'injection que d'un unique vaccin au canard et sont équipées d'une aiguille unique (ex. Socorex® 187, Thama® 220). Les seringues à « double corps » contiennent schématiquement deux voies, permettant l'administration simultanée de deux vaccins différents aux animaux. Ces seringues peuvent être équipées de deux aiguilles (seringue double corps deux aiguilles, ex. Socorex® 287), les deux vaccins étant alors injectés individuellement ou un connecteur peut être installé en supplément, rassemblant les deux corps et distribuant les vaccins via une seule aiguille, les vaccins se « mélangeant » donc lors de l'injection (seringue double corps une aiguille). En effet, comme présenté dans le [paragraphe 1.5.2](#), d'autres vaccinations peuvent être réalisées en élevage et avoir lieu en même temps que l'intervention vaccinale contre l'IAHP (ex. parvovirose/Derzsy chez le canard de Barbarie, pasteurellose chez le canard mulard) : les deux vaccins sont alors administrés individuellement par deux injections différentes via deux seringues simple corps (cas le plus fréquent lors de la vaccination concomitante IAHP-parvovirose en élevage Barbarie) ou simultanément, au moyen d'une seringue double corps (cas le plus fréquent lors de la vaccination concomitante IAHP/pasteurellose en élevage mulard). Le diamètre et la taille des aiguilles utilisées varient selon l'âge des canards ([SNGTV, 2023b](#)), selon les habitudes des vaccinateurs et depuis le début de la campagne vaccinale, dépendent de leur disponibilité, les ruptures de certains modèles étant fréquentes. Une injection avec une aiguille inadaptée peut être douloureuse pour l'animal, difficile pour le vaccinateur en cas de diamètre trop faible ou créer un point d'injection trop large lors de diamètre trop élevé, entraînant un reflux du vaccin hors du canard. Avant chaque intervention, les vaccinateurs sont tenus de vérifier le

calibrage de leurs seringues de manière à délivrer la bonne dose de vaccin aux animaux. Pour le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND (Boehringer Ingelheim), le volume injecté est de 0,5 mL par animal, par voie sous-cutanée, entre la base du cou et l'aile. Pour le vaccin CEVA RESPONS AI H5 (Ceva Santé Animale), le volume injecté est de 0,2 mL, par voie intramusculaire, dans la cuisse.

4.6.3.3. Supervision de la vaccination : rôles du vétérinaire sanitaire

Le vétérinaire sanitaire de l'élevage est responsable de la supervision de la vaccination. Dans ce contexte, il prescrit et délivre la quantité de doses vaccinales nécessaires, reçoit et contrôle les compte-rendus de vaccination établis par les sociétés de vaccinations (ou par les éleveurs le cas échéant) et récupère les flacons de vaccins vides ou partiellement utilisés à l'issue des interventions vaccinales en vue de leur destruction. Le vétérinaire sanitaire réalise des audits de vaccination afin d'évaluer le bon déroulement des interventions (respect du protocole et du bien-être animal), d'identifier et de corriger d'éventuelles non-conformités (voir [paragraphe 4.6.3.4.](#)). Il réalise ces audits sur 10% des interventions vaccinales dont il a en charge la supervision (DGAL, 2023c). Le vétérinaire sanitaire est également le responsable de la traçabilité vaccinale via la plateforme numérique dédiée et émet un certificat de vaccination à l'issue de l'achèvement du protocole vaccinal. Ce certificat est nécessaire aux mouvements des volailles entre élevages et avant tout départ vers l'abattoir. Certains cabinets vétérinaires avicoles ont également organisé des sessions de formation à destination des entreprises de vaccination et des éleveurs ainsi que des retours d'expérience sur les premiers mois de la campagne vaccinale.

4.6.3.4. Non-conformités lors des chantiers vaccinaux

Sur la base des audits réalisés et des comptes-rendus de vaccination, la SNGTV (2024) a identifié les principales non-conformités rencontrées lors des chantiers vaccinaux. Celles-ci concernent l'organisation des chantiers (nombre de parcs insuffisant, absence de l'éleveur, défaut de biosécurité), la préparation des animaux (absence de mise à jeun), la préparation des vaccins (absence de remise en température ou *a contrario* réchauffement trop important par disposition des flacons sous les radiants), les équipes de vaccination (personnel non expérimenté, nombre d'attrapeurs insuffisant) l'acte vaccinal lui-même (site d'injection inadapté, présence de reflux vaccinal, sous-dosage) ou encore la cadence (trop élevée). L'identification et la correction de ces non-conformités, avec l'appui des vétérinaires sanitaires, constitue un enjeu majeur des campagnes vaccinales afin d'éviter qu'elles ne soient à l'origine d'échec de la prise vaccinale.

4.7. Surveillance post-vaccinale

L'annexe XIII du règlement délégué (UE) 2023/61 précise les conditions de surveillance renforcée à mettre en œuvre en cas de vaccination préventive contre l'IAHP (Commission européenne, 2023). Celle-ci s'articule autour d'une surveillance passive renforcée hebdomadaire et d'une surveillance active au moins tous les 30 jours réalisées en élevage.

4.7.1. Surveillance passive renforcée

La surveillance passive renforcée s'appuie sur la recherche de virus influenza sur un échantillon représentatif d'animaux vaccinés morts ou morbides de l'élevage. Elle a pour objectif de dépister une éventuelle circulation virale. L'éleveur est responsable de cette surveillance passive (**Tableau XXIV**). Hebdomadairement, lui ou le technicien réalise des écouvillons trachéaux ou oropharyngés au maximum sur 5 volailles vaccinées mortes dans la semaine ([DGAL, 2023c](#)) ou, en cas d'absence de volaille vaccinée morte ou de nombre inférieur à 5, sur des volailles morbides jusqu'à obtenir un nombre total de 5 prélèvements ([DGAL, 2024b](#)). Les prélèvements sont destinés à un laboratoire reconnu pour analyse virologique.

4.7.2. Surveillance active

La surveillance active post-vaccination a pour objet la détection de « l'apparition d'une infection par le virus sauvage de l'IAHP » et est réalisée par le vétérinaire sanitaire, dans la cadre d'un mandatement, au moins tous les 30 jours à partir de la mise en place des canards. Afin de s'adapter aux contraintes du terrain (élevage avec présence de plusieurs bandes notamment), un décalage de plus ou moins 10 jours par visite est toléré, tant que le nombre de visites prévu sur la bande est respecté (**Figure 23**). Elle est déclinée en une surveillance virologique mensuelle (RT-PCR) et en une analyse sérologique en fin de lot (ELISA NP) (**Tableau XXIV**). C'est sur cette analyse sérologique que repose la stratégie DIVA permettant de différencier les animaux vaccinés des animaux infectés. À la suite de la visite de surveillance et en cas de résultats négatifs pour la détection d'une infection pour le virus sauvage de l'IAHP, le vétérinaire sanitaire émet un certificat de surveillance post-vaccination IAHP, nécessaire si le lot est soumis à mouvement avant une prochaine visite.

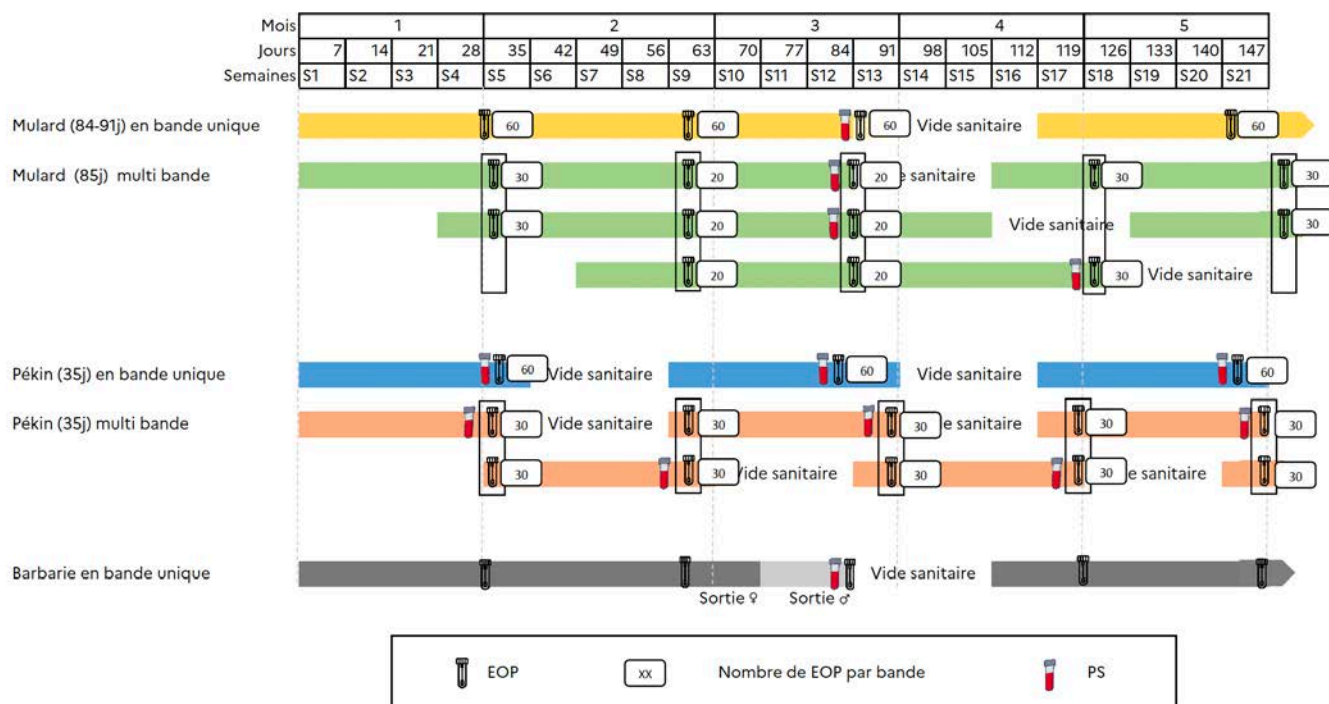


Figure 23. Scénarios de surveillance post-vaccination active dans le cas d'élevage en bande unique ou en multi-bandes.

EOP : écouvillons oro-pharyngés ; PS : prises de sang

D'après [DGAL, 2023c](#)

**Tableau XXIV. Modalités de surveillance post-vaccinales
contre l'influenza aviaire hautement pathogène en France.**

D'après DGAL, 2023c et DGAL, 2024b

	Qui ?	Quand ?	Quoi ?	Pourquoi ?
Surveillance PASSIVE	Éleveur ou technicien	Chaque semaine	Écouvillons trachéaux ou oro-pharyngés sur 5 volailles vaccinées mortes ou morbides dans la semaine	Analyse virologique (RT-PCR, laboratoire reconnu)
Surveillance ACTIVE	Vétérinaire sanitaire mandaté	À MEP+30j	Écouvillons trachéaux ou oro-pharyngés sur 60 volailles vivantes vaccinées, répartis sur le site d'élevage et incluant des volailles de l'ensemble des lots vaccinés de l'élevage	Analyse virologique (RT-PCR, laboratoire agréé)
		À MEP+60j	Écouvillons trachéaux ou oro-pharyngés sur 60 volailles vivantes vaccinées, répartis sur le site d'élevage et incluant des volailles de l'ensemble des lots vaccinés de l'élevage	Analyse virologique (RT-PCR, laboratoire agréé)
		À MEP+90j	Écouvillons trachéaux ou oro-pharyngés sur 60 volailles vivantes vaccinées, répartis sur le site d'élevage et incluant des volailles de l'ensemble des lots vaccinés de l'élevage	Analyse virologique (RT-PCR, laboratoire agréé)
			Prélèvements sanguins sur 20 volailles vivantes vaccinées de chaque lot	Analyse sérologique (ELISA NP, laboratoire agréé)

Nota 1 : à chaque visite de surveillance active, le vétérinaire mandaté est tenu d'effectuer un examen clinique des animaux avec contrôle du registre d'élevage et de vérifier que la surveillance passive est bien réalisée par l'éleveur. *Nota 2* : comme précisé dans le texte plus haut, une tolérance de plus ou moins 10 jours est accordée pour les visites de surveillance active, à condition que le nombre et l'objet des visites prévues soient respectés. *Nota 3* : sont ici décrites les modalités officielles de surveillance post-vaccination, n'incluant pas des prélèvements facultatifs pouvant être réalisés par certains vétérinaires dans un objectif d'évaluation de la réponse immunitaire induite par la vaccination. MEP : mise en place.

4.8. Évaluer la réponse immunitaire induite par la vaccination

La surveillance post-vaccinale peut passer par l'évaluation de la réponse immunitaire chez les animaux vaccinés. Celle-ci peut faire partie des mesures d'évaluation de l'efficacité de la vaccination (EFSA AHAW Panel, 2024). Elle doit être réalisée en absence de circulation de virus dans la population étudiée et à la période où la réponse immunitaire est considérée comme la plus élevée, c'est-à-dire entre 21 et 28 jours après la première ou la deuxième vaccination ou au moins 4 semaines après pour les vaccins vectorisés (EFSA AHAW Panel, 2024).

4.8.1. Épreuves infectieuses ou challenge tests

Les épreuves infectieuses consistent à comparer la réponse d'animaux vaccinés et d'animaux non-vaccinés suite à l'exposition forcée à un agent infectieux (challenge test). C'est ce type de procédure qui a été réalisée par l'Anses en 2022 et 2023 (Grasland *et al.*, 2023a, 2023b) chez les canards mulards pour évaluer l'efficacité de deux candidats vaccins, tel que décrit dans le [paragraphe 4.4.4](#). Dans le cadre de l'influenza aviaire, l'efficacité vaccinale peut être mesurée par la prévention de signes cliniques ou de la mort d'animaux, de la réduction d'excrétion virale ou de sa transmission (Swayne, 2009). Bien que considéré comme le test de référence, ce mode d'évaluation de l'efficacité vaccinale présente plusieurs inconvénients parmi lesquels son coût

élevé, sa durée ou encore sa réalisation en animaleries confinées (biosécurité niveau 3, afin d'éviter toute dissémination de l'agent pathogène hors de ses murs) avec des conditions d'élevage éloignées de celles rencontrées sur le terrain (Knight-Jones *et al.*, 2014). Les épreuves virulentes sont mises en place lors des étapes de développement des vaccins mais sont donc peu réalisables une fois le vaccin déployé sur le terrain.

4.8.2. Tests sérologiques

L'utilisation des tests sérologiques constitue une évaluation indirecte de la protection vaccinale (Swayne & Kapczynski, 2017). La plupart des études sérologiques réalisées portent sur la réponse humorale des individus, la réponse cellulaire ne pouvant être évaluée en routine avec les techniques de laboratoire actuelles (EFSA AHAW Panel, 2023b). Le dosage des anticorps permet d'établir un titre en anticorps induit par la vaccination. Il est mesurable par différentes techniques dont certaines sont décrites ci-après. Pour certaines maladies, des corrélations de protection ont pu être établies, définissant un seuil d'anticorps minimal à partir duquel le vaccin confère une protection. Ceci nécessite de comparer les résultats sérologiques obtenus à la protection clinique mais cela peut s'avérer difficile en raison de plusieurs facteurs de variations dont l'absence de standardisation des protocoles, la variation selon l'espèce considérée, la durée entre la vaccination et la réalisation du test et selon le type de vaccin utilisé (Swayne & Kapczynski, 2017). Si une association positive a été démontrée entre le titre en anticorps déterminé par inhibition de l'hémagglutination et la protection contre la transmission virale chez le poulet, aucun seuil en anticorps minimal n'a pu être établi (EFSA AHAW Panel, 2023a). Chez le canard, les données sont encore plus limitées car aucune relation claire entre son titre en anticorps et sa protection contre la transmission virale n'a pu être démontrée (EFSA AHAW Panel, 2023b). Certains auteurs estiment même que les essais de corrélation entre un titre en anticorps et une protection vaccinale contre l'influenza aviaire seraient « *non conclusifs voire contradictoires* » (Harder *et al.*, 2023 ; Spackman & Swayne, 2013). Le titre en anticorps devrait ainsi être interprété comme un reflet de la prise vaccinale plutôt que de la protection vaccinale. L'EFSA AHAW Panel (2023b) a estimé que pour atteindre l'« immunité collective », le niveau d'immunité devrait être supérieur ou égal à 95% chez les canards domestiques (calculs établis avec un R_0 défini à 24).

4.8.2.1. Inhibition de l'hémagglutination

La méthode d'inhibition de l'hémagglutination (IHA) est la méthode de référence pour déterminer le titre en anticorps d'individus infectés ou vaccinés contre l'influenza aviaire et pour déterminer des corrélations de protection. L'OMSA recommande cette technique pour déterminer le statut immun d'animaux ou de troupeaux suite à une vaccination contre l'influenza aviaire (OMSA, 2023a). Elle repose sur l'activité hémagglutinante de la protéine HA virale et sur la propriété des anticorps développés par l'hôte à inhiber la capacité du virus à agglutiner les hématies. En pratique, une quantité donnée d'antigène ou de virus est mis en contact d'hématies et du sérum à tester, à différentes dilutions (OMSA, 2023a). En cas d'absence d'anticorps dirigés contre l'antigène dans la dilution sérique considérée, l'hémagglutination se produit. Au contraire, si des anticorps sont présents, il n'y a pas d'hémagglutination visible. Le titre en anticorps est la réciproque de la plus grande dilution du sérum qui montre une inhibition complète de l'hémagglutination. Les principales

limites de cette méthode sont son coût, la quantité de travail demandée pour sa réalisation, la nécessité de réaliser des prétraitements aux sérums utilisés selon les espèces et la difficulté à automatiser sa réalisation (Spackman *et al.*, 2017). Cette technique a par exemple été utilisée récemment à large échelle dans une étude de monitoring post-vaccinal contre le virus A(H5N1) dans des élevages de poulets en Indonésie (Durr *et al.*, 2019). Quelques études remettent cependant en question la sensibilité des tests d'inhibition de l'hémagglutination chez le canard. Par exemple, après infection expérimentale de canards de Pékin par des virus influenza A(H7N1), l'utilisation de l'IHA a fait apparaître une réponse humorale plus brève et de moindre intensité comparée à la méthode ELISA employée (Bernard, 2011). De même, Schmitz *et al.* (2013) ont comparé les résultats obtenus entre la méthode IHA et une méthode ELISA compétitive pour la détection des anticorps dirigés contre la protéine H5 chez des canards dont l'infection par un virus influenza A(H5Nx) était connue. Leurs résultats mettent en évidence que le test ELISA présente une meilleure sensibilité et une moins bonne spécificité que la méthode reconnue IHA.

4.8.2.2. Méthodes immuno-enzymatiques ELISA

Les méthodes immuno-enzymatiques ELISA (*Enzyme-linked immunorbent assay*) permettent la détection d'anticorps ou d'antigènes dans des échantillons et sont déclinées en des techniques directe, indirecte, compétitive et en sandwich selon l'objectif recherché (Hayrapetyan, 2023). La technique ELISA présente les avantages d'avoir un coût plus faible que l'inhibition de l'hémagglutination, d'être moins laborieuse à la réalisation et de permettre un *screening* rapide à large échelle (Harder *et al.*, 2023). Elle repose sur la détection d'une activité enzymatique, reflet de l'interaction entre un antigène et un anticorps, qui peut être évaluée par spectrophotométrie et ainsi fournir une information quantitative sur l'intensité des réactions anticorps-antigènes.

Par la suite, nous présenterons deux méthodes utilisées actuellement sur le terrain dans le cadre de la vaccination contre l'influenza aviaire, permettant d'une part l'évaluation de la réponse immunitaire post-vaccinale (ELISA indirect H5) et la différenciation des animaux infectés des animaux vaccinés *ou* stratégie DIVA (ELISA compétitif NP).

4.8.2.2.1. Méthodes ELISA indirectes

La technique ELISA indirecte permet de détecter la présence d'un anticorps spécifique dans un échantillon. En pratique, les antigènes reconnus par les anticorps recherchés sont fixés à des puits de microplaques. Le sérum à tester est mis au contact de ces antigènes. Si le sérum contient les anticorps recherchés, un complexe anticorps-antigène se forme. Un anticorps secondaire, conjugué à un système rapporteur (peroxydase la plupart du temps) et reconnaissant l'anticorps recherché est ensuite incubé. La dernière étape consiste à révéler l'activité enzymatique par l'ajout d'un substrat. La coloration qui se produit est proportionnelle au nombre d'anticorps secondaires présents et ainsi à celui des anticorps recherchés (Figure 24). La technique ELISA peut ainsi être utilisée pour évaluer la quantité d'anticorps produits après la vaccination contre l'influenza aviaire (Harder *et al.*, 2023). Des kits *ad hoc* ont été développés et commercialisés pour détecter les anticorps dirigés contre l'hémagglutinine H5 produite par le vaccin bien qu'une des difficultés dans la conception de ces tests réside dans la nécessité de disposer d'anticorps secondaires spécifiques à l'espèce étudiée.

Le fabricant Innovative Diagnostics a développé un kit ELISA à destination des poulets, dindes et oies (kit ELISA indirect ID Screen® Influenza H5) puis, plus récemment, un spécialement pour les canards de Barbarie, Pékin et mulards (ID Screen® Influenza H5 Duck Indirect), ce dernier étant validé par le laboratoire national de référence influenza aviaire ([Innovative Diagnostics, 2024](#)).

Comme présenté plus tôt, l'un des vaccins utilisés en France contre l'influenza aviaire présente une double valence, l'une contre l'influenza aviaire et l'autre contre la maladie de Newcastle (VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND, Boehringer Ingelheim). Ceci a conduit un laboratoire d'analyses et de biologie vétérinaire privé français (Bio Chêne Vert Finalab) à exploiter la valence contre la maladie de Newcastle et à développer un kit ELISA permettant de détecter les anticorps dirigés contre le virus responsable de cette maladie ([Bio Chêne Vert, données non publiées, 2023](#)). Comme déjà dit plus haut, à ce jour, aucune corrélation n'a été déterminée entre le titre en anticorps et la protection clinique.

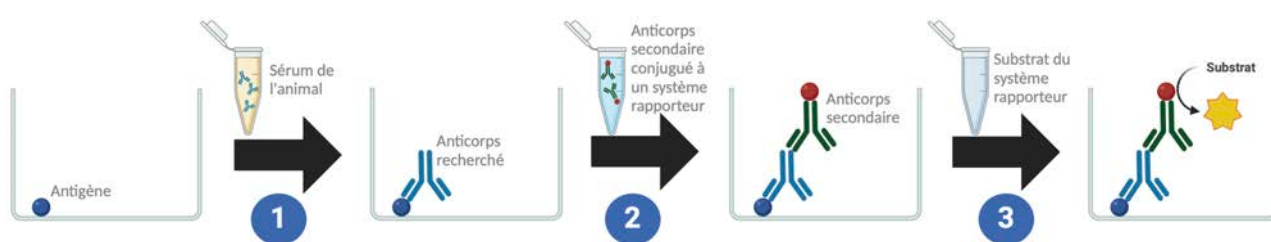


Figure 24. Représentation schématique des étapes de réalisation d'un test ELISA indirect.

(1) Le sérum de l'animal, contenant possiblement les anticorps recherchés, est mis au contact de l'antigène fixé sur les parois des puits. (2) L'anticorps secondaire, couplé à un système rapporteur (enzymatique dans la plupart des cas) est ajouté aux puits et reconnaît l'anticorps d'intérêt. (3) Le substrat du système rapporteur est apporté et une réaction colorée se produit. C'est cette réaction colorée qui est ensuite mesurée par spectrophotométrie. Les différentes étapes intermédiaires de lavage des puits ne sont pas représentées sur ce schéma.

Créé avec BioRender.com

4.8.2.2.2. Méthode ELISA compétitive influenza NP

La détection des anticorps dirigés contre la nucléoprotéine virale (NP) de l'influenza aviaire n'est pas utilisée pour évaluer l'efficacité de la vaccination mais pour différencier les animaux infectés et des animaux vaccinés (stratégie DIVA) contre l'influenza aviaire, ces derniers ne développant pas d'anticorps anti-NP avec l'utilisation des vaccins VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND et CEVA RESPONS AI H5. Dans le cadre de la surveillance post-vaccinale française, la méthode ELISA NP de type compétition est celle utilisée par les laboratoires agréés pour cette analyse ([DGAL, 2023c](#)) avec des kits commerciaux comme par exemple le kit ID Screen® Influenza A Antibody Competition Multi-Species (IDvet). Les antigènes d'intérêt (NP) sont fixés aux puits de microplaques et le sérum à tester est mis à leur contact. En présence d'anticorps dirigés contre la protéine NP, ceux-ci forment un complexe antigène-anticorps dans les puits, masquant les épitopes de la protéine NP. Un anticorps spécifique de la protéine NP de l'influenza A, couplé à un système rapporteur, est ensuite ajouté aux puits et forme un complexe antigène-anticorps avec les épitopes de la protéine NP restés libres. Après révélation de l'activité enzymatique, une coloration se produit si le test est négatif car les anticorps conjugués au système rapporteur auront fixé les épitopes, et non ceux du sérum à tester. Au contraire, si aucune coloration ne se produit, le test est positif : les anticorps du sérum ont rendu impossible la fixation de l'anticorps conjugué sur les épitopes.

4.8.3. Premiers résultats sérologiques suite à la vaccination

Les cabinets vétérinaires avicoles et les laboratoires fabricants des vaccins ont réalisé des premières analyses sérologiques basées sur la détection des anticorps dirigés contre l'hémagglutinine H5 recombinante. Les premières analyses ont été réalisées avec le kit ELISA indirect ID Screen® Influenza H5 (IDvet) qui s'est avéré par la suite peu adapté aux particularités des immunoglobulines du canard. Ceci a poussé le fabricant à proposer, début 2024, le nouveau kit ELISA indirect ID Screen® Influenza H5 Duck, avec un anticorps secondaire cette fois spécifique à l'espèce.

Des essais ont par ailleurs été réalisés sur un lot de 15 canards de Barbarie et un lot de 15 canards mulards en station expérimentale. Vaccinés au 10^{ème} puis au 28^{ème} jour avec le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND, la réponse sérologique en anticorps dirigés contre la protéine H5 a été suivie de manière individuelle tous les 14 jours à l'aide du kit ID Screen® Influenza H5 Duck Indirect (**Figure 25**) (Boehringer Ingelheim Animal Health, données non publiées, 2023). Les résultats ont montré qu'un pic d'anticorps dirigés contre la protéine H5 était obtenu 14 jours après la deuxième injection vaccinale (soit à 42 jours d'âge), suivi d'une décroissance observée 4 semaines après la deuxième injection (soit à 56 jours d'âge), avec des anticorps encore détectables au 84^{ème} jour. Pour les canards de Barbarie, au pic, le titre moyen en anticorps était de 4793 (min. 737, max. 14647) avec un coefficient de variation de 78% et un pourcentage de séropositivité de 100% (seuil individuel de positivité fixé par le fabricant du kit = 732). Pour les canards mulards, au pic, le titre moyen en anticorps était de 3569 (min. 813, max. 10729) avec un coefficient de variation de 83% et un pourcentage de séropositivité de 100%.

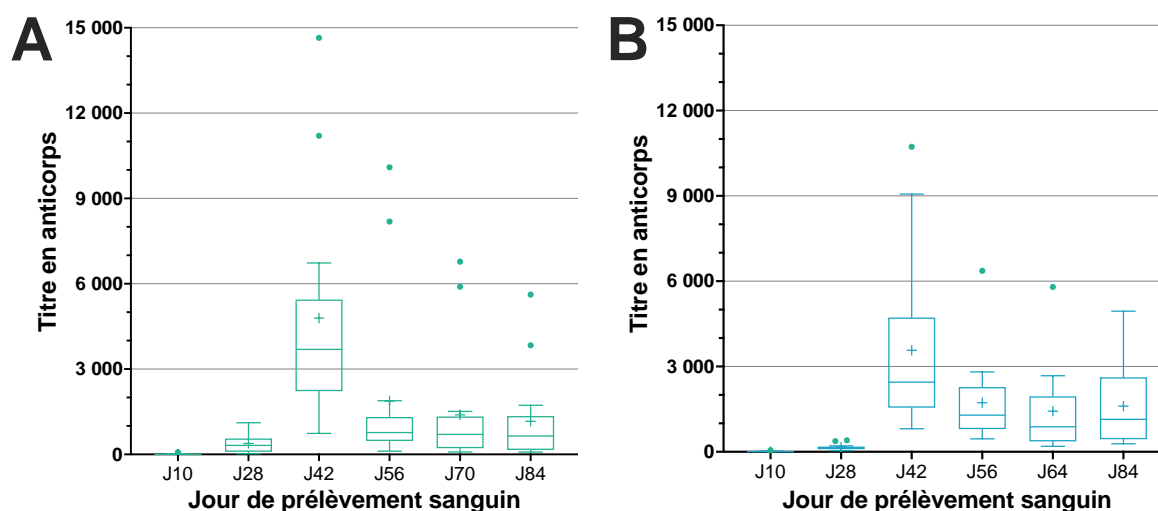


Figure 25. Évolution des titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 chez (A) 15 canards de Barbarie et (B) 15 canards mulards vaccinés en station expérimentale à J10 et à J28.

D'après BIAH, 2023 (données non publiées)

D'autres suivis sérologiques H5 ont été réalisés sur le terrain mais les dates de prélèvements n'ont jusqu'à présent pas été standardisées. Dans le même esprit, depuis le début de la campagne vaccinale, les vétérinaires avicoles du cabinet Chêne Vert ont systématisé les prélèvements sanguins lors des visites de surveillance post-vaccination afin de procéder à des analyses

sérologiques avec le kit développé par leur laboratoire en exploitant la valence Newcastle du vaccin.

4.9. Bilan de la vaccination et situation épidémiologique à date

4.9.1. Bilan de la vaccination

Dès avril 2024 (soit 6 mois après le lancement de la campagne vaccinale), considérant son organisation générale et le peu de foyers déclarés (10) en élevages de volailles (voir paragraphe suivant), les autorités administratives tirent un « *premier bilan très positif* » de la vaccination. (MASA, 2024b). À cette date, plus de 26 millions de canards ont reçu une injection et plus de 21 millions une deuxième.

Au 1^{er} août 2024, près de 48 millions de canards ont reçu au moins une dose de vaccin contre l'IAHP en France, selon la répartition géographique présentée en **Figure 26** (MASA, 2024c).



Figure 26. Nombre de canards ayant reçu au moins une dose vaccinale contre l'IAHP selon la région, du lancement de la campagne vaccinale au 1^{er} août 2024.

D'après MASA, 2024c

4.9.2. Situation dans le compartiment « domestique »

Depuis le lancement de la campagne vaccinale en octobre 2023, seuls 11 foyers d'IAHP ont été détectés en élevages de volailles, tous à virus influenza A(H5Nx) du clade 2.3.4.4b. Ce nombre est en net recul comparé à la saison 2022-2023 : avec près de 400 foyers déclarés en élevages de volailles, la France se classait alors comme le pays européen le plus touché par l'IAHP (**Figure 27A**). Sur la saison 2023-2024, la France ne fait plus partie des cinq pays européens les plus touchés (**Figure 27B**).

Sur la période s'étalant du 27 novembre 2023 au 16 janvier 2024, les foyers détectés en élevages de volailles ont concerné 6 élevages de dindes (4 dans le Morbihan, 1 dans la Somme et 1 en Vendée), 1 élevage de poules pondeuses (Nord), 2 élevages de canards de Barbarie vaccinés (Vendée) et 1 élevage de canards reproducteurs Pékin non vaccinés (Vendée) (ESA, 2024) (**Figure 28**). Les deux élevages de canards de Barbarie détectés positifs concernaient, pour l'un, des animaux âgés de 74 jours avec un schéma vaccinal complet (2 injections) et, pour l'autre, des animaux de 24 jours n'ayant reçu que la première dose de vaccin. Ces deux élevages présentaient

toutefois un lien épidémiologique en ce qu'ils appartenait au même propriétaire, avec des équipes partagées entre les deux sites.

La France retrouve temporairement son statut indemne vis-à-vis de l'influenza aviaire hautement pathogène le 16 février 2024, conformément aux normes de l'OMSA (DGAL, 2024d), avant que trois nouveaux foyers ne soient détectés 6 mois plus tard, l'un dans un élevage de volailles multi-espèces en Ile-et-Villaine (12 août 2024) (MASA, 2024d), l'un dans un élevage de dindes dans le Morbihan (20 août 2024) (MASA, 2024e) et un dernier dans un élevage de volailles pluri-espèces dans le Finistère (31 août 2024).

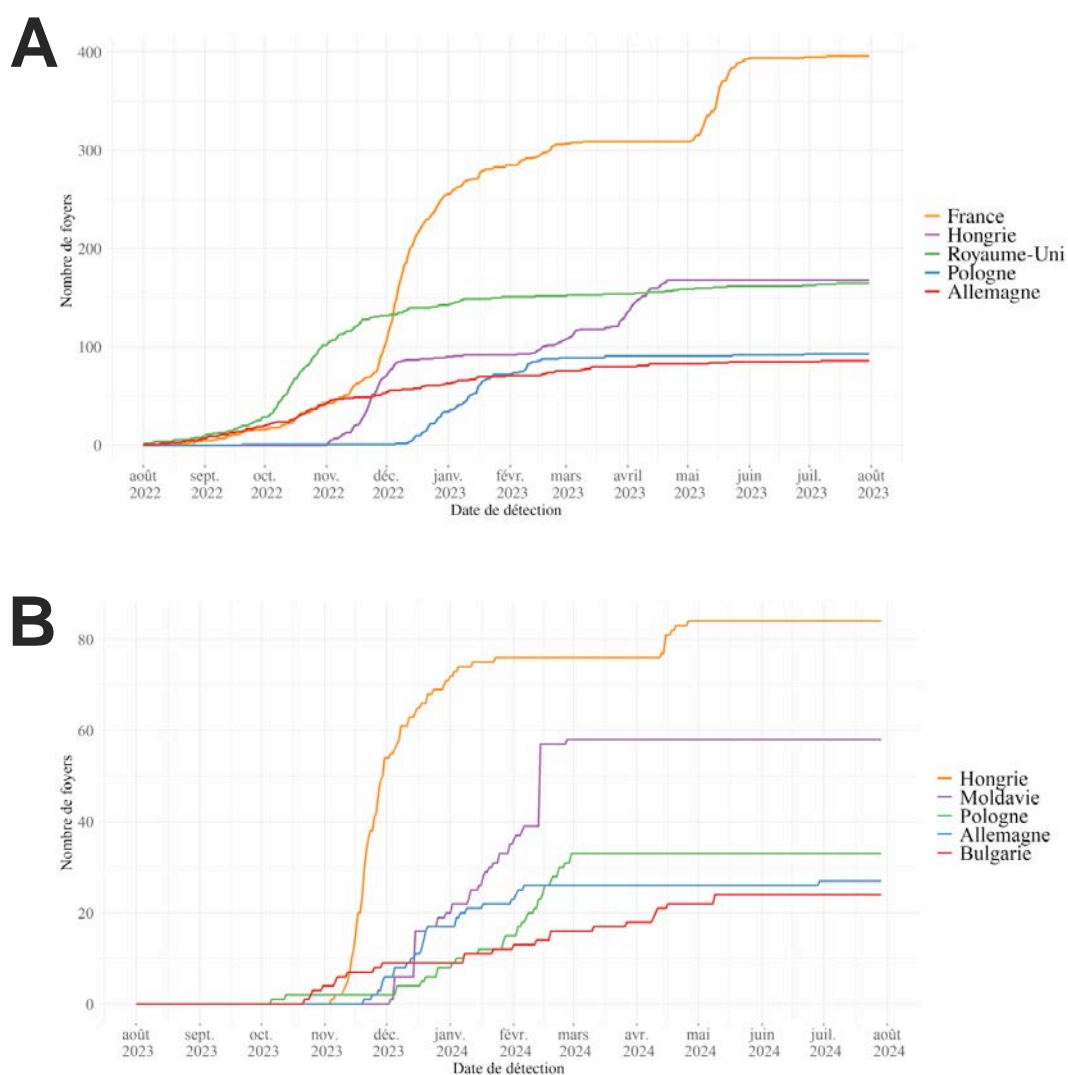


Figure 27. Comparaison de l'évolution du nombre de foyers d'IAHP déclarés en élevages de volailles dans les 5 pays européens les plus touchés au cours des saisons (A) 2022-2023 et (B) 2023-2024.

D'après (A) ESA, 2023 ; (B) ESA, 2024

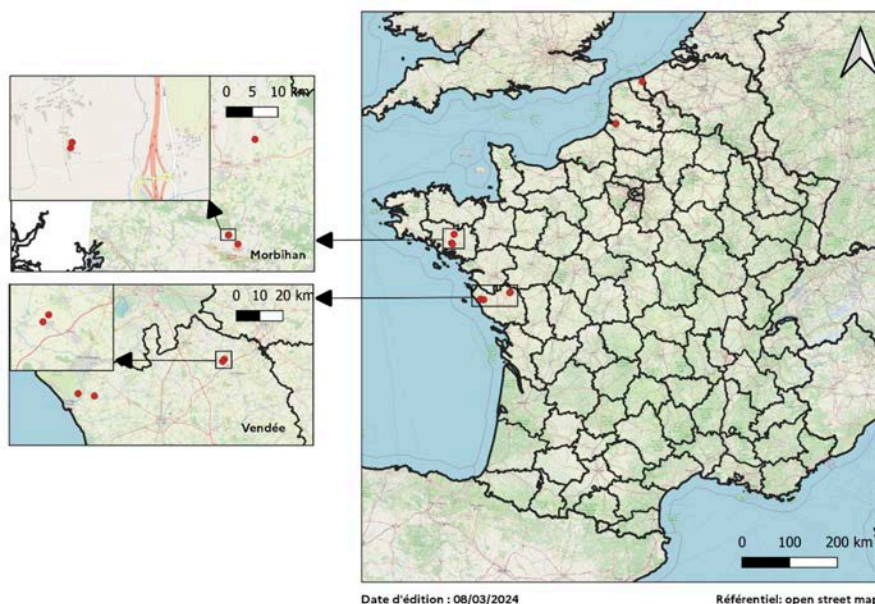


Figure 28. Cartographie des foyers d'IAHP recensés en élevages en France entre le 27 novembre 2023 et le 16 janvier 2024.

D'après DGAL, 2024d

4.9.2. Situation dans le compartiment « sauvage »

La France bénéficie d'une situation épidémiologique favorable dans le compartiment sauvage. Le nombre de cas d'IAHP déclarés dans l'avifaune sauvage a diminué entre les saisons 2022-2023 et 2023-2024, aussi bien au niveau national qu'eupéen. Au cours de la saison 2023-2024, 33 cas sauvages ont été détectés en France contre 556 en 2022-2023 (ESA, 2024). Le niveau de risque national, a ainsi progressivement été diminué à « modéré » en mars 2024 puis à « négligeable » en mai 2024. Une nouvelle fois, des cas sauvages ont été détectés en période auparavant considérée « hors risque » (été) avec des cas en juillet et août 2024 (fou de bassan, goélands argentés).

ÉTUDE EXPÉRIMENTALE

*ÉVALUATION DE LA RÉPONSE SÉROLOGIQUE DU CANARD
SUITE À LA VACCINATION CONTRE L'INFLUENZA AVIAIRE
HAUTEMENT PATHOGÈNE EN FRANCE*

1. Contexte et objectifs

Alors que la France a déployé la vaccination contre l'influenza aviaire dans les élevages de canards depuis octobre 2023, de premières questions se posent sur la possibilité d'évaluer la qualité de la réponse immunitaire induite en conditions de terrain. Si des premiers résultats ont été obtenus en station expérimentale ou par plusieurs cabinets ou laboratoires vétérinaires, ils ne présentent pas aujourd'hui de standardisation, notamment avec des méthodes ELISA.

Ainsi, les objectifs de ce travail sont les suivants :

- i) fournir des éléments d'appréciation de la réponse sérologique en conditions de terrain à un âge de prélèvement standardisé après vaccination avec le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND ;
- ii) en explorer la cinétique ;
- iii) explorer l'influence potentielle de différentes variables sur ces paramètres sérologiques.

2. Matériels et méthodes

2.1. Recrutement des élevages et critères d'inclusion

2.1.1. Cabinets vétérinaires avicoles partenaires

Les élevages de cette étude ont été recrutés en partenariat avec des cabinets Chêne Vert (Essarts-en-Bocage [Vendée], Secondigny [Deux-Sèvres]), du Réseau Cristal (Fili@vet Bressuire [Deux-Sèvres], Labovet Beaupréau [Maine-et-Loire], Labovet Les Herbiers [Vendée], Yzivet Yzernay [Maine-et-Loire], Socsa Élevage Amou [Landes]) et du groupe Anibio (Clinique vétérinaire Abiopole Arzacq-Arraziguet [Pyrénées-Atlantiques]), selon la répartition finale présentée dans le **tableau XXV**.

Tableau XXV. Répartition des élevages sélectionnés selon la clientèle d'origine.

Clientèle d'origine	Nombre d'élevages de canards de Barbarie	Nombre d'élevages de canards mulards
Chêne Vert <i>Essarts-en-Bocage</i>	8 [Vendée] ; 1 [Loire-Atlantique] ; 1 [Charente-Maritime]	3 [Vendée]
Chêne Vert <i>Secondigny</i>		2 [Deux-Sèvres]
Réseau Cristal <i>Fili@vet Bressuire</i>	3 [Deux-Sèvres]	5 [Deux-Sèvres]
Réseau Cristal <i>Labovet Beaupréau</i>	4 [Maine-et-Loire]	
Réseau Cristal <i>Labovet Les Herbiers</i>	2 [Vendée]	
Réseau Cristal <i>Yzivet Yzernay</i>	1 [Maine-et-Loire]	
Réseau Cristal <i>Socsa Élevage Amou</i>		5 [Landes]
Groupe Anibio <i>Clinique Abiopole Arzacq-Arraziguet</i>		2 [Landes] ; 2 [Gers] ; 1 [Pyrénées-Atlantiques]

2.1.2. Critères d'inclusion

Plusieurs critères d'inclusion ont été définis dans la phase de conceptualisation de l'étude, à savoir :

- le positionnement des élevages à l'étage « production » ;
- le type d'espèce élevée : Barbarie ou mulard, avec une répartition équivalente dans le nombre d'élevages des deux espèces ;
- la vaccination des animaux contre l'IAHP exclusivement avec le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND (Boehringer Ingelheim Animal Health), selon un schéma vaccinal en 2 doses ;
- pour l'espèce Barbarie, la localisation de la totalité des élevages dans le bassin de production du Grand Ouest ;
- pour l'espèce mulard, une représentation équivalente dans notre échantillon d'élevages du Sud-Ouest et du Grand Ouest ;
- une représentation équivalente en nombre d'élevages entre élevages de canards de Barbarie et de canards mulards ;
- une représentation équivalente en termes de nombre d'élevages et d'espèces entre les élevages issus de la clientèle des cabinets Chêne Vert/Anibio Abiopole et ceux issus de la clientèle des cabinets adhérents au Réseau Cristal ;
- les bonnes relations entre éleveurs et cabinets vétérinaires.

2.1.3. Critères d'exclusion

Les critères d'exclusion pour cette étude étaient :

- les lots de canards Pékin ;
- les lots ayant été soumis à un schéma vaccinal en 3 injections ;
- les lots dont les animaux auraient pu avoir été soumis à un protocole utilisant le vaccin CEVA RESPONS AI H5 (Ceva Santé animale), ce qui aurait pu être le cas à la fin de la période de prélèvements ;
- une sursollicitation récente de l'éleveur concernant la vaccination contre l'IAHP ou pour d'autres projets ;
- les élevages de canards dits « autarciques » ;

2.1.4. Bilan du recrutement

Au total, 40 élevages de canards ont été recrutés dont 20 élevages de canards de Barbarie et 20 élevages de canards mulards. Une présentation détaillée des élevages et de leurs caractéristiques est faite dans la section [Résultats](#) du présent manuscrit.

Par la suite, chaque élevage de canards de Barbarie ou de canards mulards est respectivement désigné par *BXX* ou *MXX* avec *XX* correspondant à un nombre entre 01 et 20. Pour les élevages de canards mulards, ceux localisés dans le bassin de production du Grand Ouest sont numérotés de M01 à M10 et ceux localisés dans le Sud-Ouest sont numérotés de M11 à M20.

2.2. Prélèvements en élevage et préparation des sérums

2.2.1. Échantillonnage et prélèvements

Dans chacun des 40 élevages visités, un lot de canards a fait l'objet d'une sélection aléatoire de 20 animaux pour la réalisation de prélèvements sanguins à deux dates différentes (P1 et P2), après que le schéma vaccinal contre l'influenza aviaire a été entièrement complété (**Figure 29**). Ainsi, à chaque date de prélèvement, 20 animaux ont été choisis aléatoirement au sein du même bâtiment d'élevage, identifié par son INUAV (identifiant national unique d'un atelier de volailles). Les prélèvements sanguins ont été réalisés au sinus veineux occipital à l'aide d'un dispositif sous vide et le sang a été collecté dans des tubes secs contenant un activateur de coagulation. La taille d'échantillon choisie (20 animaux) est celle communément utilisée dans le cadre d'études sérologiques post-vaccinales en troupeaux de volailles et correspond également au nombre d'animaux prélevés dans le cadre des analyses de surveillance active post-vaccinales obligatoires (DGAL, 2023c). Il s'agit par ailleurs du nombre minimal d'animaux à prélever selon les recommandations dans le cadre de la surveillance de la réponse immunitaire induite par la vaccination (EFSA AHAW Panel, 2024). Le premier prélèvement (P1) a été réalisé par l'auteur de ce manuscrit environ 14 jours après la deuxième injection vaccinale (au 14^{ème} jour pour 38 des 40 élevages et au 15^{ème} jour pour 2 des 40 élevages (B08, B18)). Ce délai post-vaccination, standardisé dans notre étude, correspond au pic d'anticorps anti-H5 induits par la vaccination avec le VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND chez le canard, défini par des études en station expérimentales présentées précédemment. Le choix de cette date suit la recommandation de l'EFSA AHAW Panel (2024) qui indique que « pour détecter au mieux la proportion d'oiseaux présentant une réponse immunitaire mesurable, l'échantillonnage doit être effectué au moment où la réponse immunitaire la plus élevée est attendue ». Le deuxième prélèvement (P2) a été réalisé par le vétérinaire sanitaire de l'élevage lors de la deuxième visite obligatoire de surveillance active, environ 60 jours après la mise en place du lot. L'intervalle entre les prélèvements (intervalle P1-P2) a ainsi pu varier selon les élevages, du fait de contraintes organisationnelles (moy. 12,64 j, min. 7 j, max. 18 j). L'ensemble de la phase de prélèvements en élevages s'est étalée de fin février à début mai 2024.

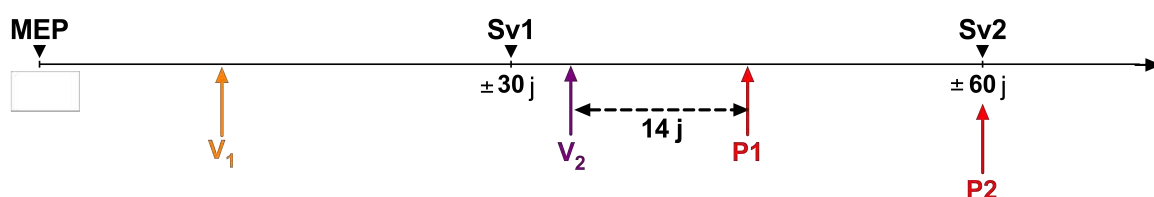


Figure 29. Représentation graphique de la chronologie du protocole expérimental.

Les prélèvements en élevages ont été réalisés 14 jours après la deuxième injection vaccinale (P1) et aux alentours de 60 jours (P2).

MEP : mise en place ; V1 : première injection vaccinale ; V2 : seconde injection vaccinale ; Sv1 : visite de surveillance active n°1 ; Sv2 : visite de surveillance active n°2 ; P1 : premier prélèvement réalisé ; P2 : second prélèvement réalisé ; j : jour.

2.2.2. Constitution et envoi de la sérothèque

Les prélèvements sanguins ont été laissés à coaguler puis centrifugés à la vitesse de 1500 x g pendant 10 minutes à température ambiante au sein des installations du laboratoire de Médecine des Animaux d'Élevage d'Oniris (Nantes, Loire-Atlantique, France). Les sérums ont été collectés et transférés dans des tubes Eppendorf® individuels préalablement identifiés avec un étiquetage adapté au stockage au froid et comportant le numéro de l'élevage, la date et le type de prélèvement (P1 ou P2). Les sérums ont ensuite été stockés à -20°C. À la fin de la phase de prélèvements en élevage, la sérothèque complète (1600 sérums) a été acheminée par un transporteur spécialisé et sous température contrôlée au sein des infrastructures d'Innovative Diagnostics (Grabels, Hérault, France) où les analyses sérologiques ont été réalisées.

2.3. Analyses sérologiques

2.3.1. Méthode ELISA indirecte H5

Chaque sérum récolté a été soumis à un test ELISA indirect pour la détection d'anticorps dirigés contre l'hémagglutinine H5 de l'influenza A à l'aide du kit ID Screen® Influenza H5 Duck Indirect (IDvet, France). En résumé, un volume de sérum à tester de 5 µL dilué au 1/100^e a été ajouté à des puits sensibilisés avec une protéine recombinante H5. Après incubation pendant 60 minutes à 21°C, les puits ont été rincés 3 fois avec une solution de lavage. L'anticorps secondaire, couplé à une peroxydase de raifort et reconnaissant les immunoglobulines Y de canards, a été ajouté aux puits lesquels ont ensuite été incubés 30 minutes à 21°C. Après trois nouveaux rinçages, le substrat révélateur de la peroxydase (TMB) a été ajouté à chaque puits. Les plaques ont été laissées dans l'obscurité pendant 15 min à température ambiante afin de permettre à la réaction enzymatique de se dérouler. Il a été mis fin à la réaction à l'issue de cette période par l'ajout dans chaque puit d'une solution d'arrêt. La densité optique (DO) a ensuite été lue à une longueur d'onde de 450 nm. Le titre en anticorps du sérum analysé a été calculé via la formule $10^{1,3 \times \log(S/P) + 3,256}$ où $S/P = (DO_{\text{échantillon}} - DO_{\text{contrôle négatif}}) / (DO_{\text{contrôle positif}} - DO_{\text{contrôle négatif}})$. Le fabricant du kit a défini une valeur seuil à 732 pour le titre, valeur qui conférerait un statut « immun » aux animaux qui la dépasserait.

2.3.2. Méthode ELISA compétitive influenza NP

Pour certains élevages dont le choix sera justifié plus bas (B01, B07, M01, M04, M13, M15, M19 et M20), les sérums ont également été soumis à un test ELISA compétitif pour la recherche d'anticorps dirigés contre la nucléoprotéine virale de l'influenza A à l'aide du kit ID Screen® Influenza A Antibody Competition Multi-Species (IDvet, France). En résumé, un volume de sérum à tester de 10 µL dilué au 1/5^e a été ajouté à des puits sensibilisés avec la protéine NP du virus influenza A. Après incubation pendant 60 minutes à 37°C, 5 rinçages des puits ont été réalisés avec une solution de lavage. L'anticorps reconnaissant la protéine NP et couplé à une peroxydase de raifort a ensuite été ajouté aux puits. Après incubation pendant 30 minutes à 21°C, 3 lavages des puits ont été réalisés et la solution de révélation a été ajoutée. Une incubation a été permise pendant 10 minutes à température ambiante dans l'obscurité puis une solution d'arrêt a été distribuée dans chacun des puits. La densité optique a ensuite été mesurée à la longueur d'onde

de 450 nm. L'interprétation a été réalisée en tenant compte du pourcentage de compétition (ou ratio S/N), calculé via la formule $(DO_{\text{échantillon}}/DO_{\text{contrôle négatif}}) \times 100$. Dans l'analyse des données, les sérums avec un pourcentage $\leq 45\%$ sont considérés comme positifs, ceux avec un pourcentage compris entre 45 et 50% comme douteux et ceux avec un pourcentage $\geq 50\%$ sont considérés comme négatifs.

2.4. Recueil de données sur les élevages et lots étudiés

Lors de du premier prélèvement en élevage (P1), l'auteur du manuscrit a utilisé un questionnaire afin d'obtenir des informations sur l'élevage et sur le lot en cours. Deux questionnaires avaient préalablement établis dans la phase de conceptualisation de l'étude, l'un pour les élevages de canards de Barbarie et l'autre pour les élevages de canards mulards, et ce pour répondre aux conditions spécifiques d'élevage des deux espèces (**Annexe 5**). La première partie de ces questionnaires s'attachait à obtenir des informations générales concernant l'exploitation et ses productions puis venait se focaliser sur l'atelier volailles puis plus spécifiquement sur l'atelier canards. Une deuxième partie s'intéressait aux séances vaccinales du lot en cours et sur ses modalités pratiques de réalisation. Dans la troisième partie, les éléments du lot en cours étaient analysés (démarrage, épisodes de mortalité, événements pathologiques ayant mené à des examens nécropsiques avec ou sans bactériologie, traitements reçus, vaccinations appliquées, modalités d'épointage du bec et des griffes...) en s'appuyant notamment sur la fiche d'élevage du lot en cours et le bon de livraison du couvoir quand ceux-ci étaient consultables sur site. Enfin, une dernière partie s'intéressait aux conditions de logement (type de logement et de ventilation, type de litière, etc.) et à la biosécurité générale de l'exploitation (description brève des modalités de nettoyage et de désinfection, organisation du sas et utilisation). Les compte-rendus des équipes de vaccination ont également été consultés.

2.6. Analyse des données

Les données sérologiques de chaque lot ont été présentées par lots et par sérums individuels en fonction du prélèvement (P1 ou P2). Pour les résultats d'ELISA H5, les moyennes des titres, les coefficients de variation ($\%CV = 100 \times \text{écart-type}/\text{moyenne}$) et les pourcentages de séropositivité pour chaque lot et chaque date de prélèvement ont été calculés. Un sérum individuel a été considéré « positif » si son titre en anticorps était supérieur à 732, conformément aux données du fabricant du kit ELISA indirect H5 utilisé. Les figures et analyses statistiques ont été réalisées avec le logiciel GraphPad Prism 10 version 10.2.3 pour macOS (GraphPad Software, Boston, Massachusetts, USA). Les diagrammes en boîte sont représentés selon la méthode de Tukey. Des essais de transformation des titres (logarithme décimal) ont été réalisés mais n'ont pas abouti à la normalité des résultats. La comparaison des titres entre élevages a été réalisée par des tests non-paramétriques de Kruskal-Wallis, suivis de tests *post-hoc* de Dunn pour comparer les titres des lots 2 à 2. Les comparaisons de positivité des lots ont été réalisées par des tests de Chi2. Des tests de Mann-Whitney ont été utilisés pour comparer l'effet de différentes variables sur les titres en anticorps.

2.7. Contributions à l'étude

L'étude a été conceptualisée (par ordre alphabétique) par Pr. Catherine Belloc (Oniris), Dr. Thomas Delquigny (Boehringer Ingelheim Animal Health), Paulin Landouzy (Oniris) et Dr. Guillaume Perreul (Boehringer Ingelheim Animal Health). Le recrutement des élevages a été réalisé avec l'aide du Dr. Laurence Moncaubeig et de ses équipes (Chêne Vert, Essarts-en-Bocage), du Dr. Jocelyn Marguerie et de ses équipes (Réseau Cristal, Fili@vet, Bressuire), des Dr. François Landais & Dr. Léni Corrand (Anibio-Abiopole, Arzacq) et du Dr. Hélène Esqurial (Socsa Elevage 40, Amou). La première visite d'élevage et les premiers prélèvements (P1) ont été réalisés par Paulin Landouzy. Les prélèvements sanguins à P2 ont été réalisés par un vétérinaire du cabinet auquel était rattaché l'élevage concerné. Les sérums ont été préparés, aliquotés et identifiés par Paulin Landouzy, avec l'aide de Anne-Sophie Noël et Emmanuelle Blandin, techniciennes au laboratoire de Médecine des Animaux d'Élevage d'Oniris. Pour des raisons logistiques liées à la distance géographique, les sérums issus de P2 des élevages du Sud-Ouest ont été préparés par Annie Chevalier (pour les élevages suivis par Socsa Elevage 40 Amou) et par les techniciens de Bio Chêne Vert Arzacq-Arraziguet (pour les élevages suivis par Abiopole Arzacq). La sérothèque a été acheminée dans les infrastructures d'Innovative Diagnostics par le transporteur spécialisé CRYOPDP. Les analyses sérologiques ELISA H5 et NP ont été réalisées par les équipes d'Innovative Diagnostics (Grabels, Hérault, France) sous la supervision de Marina Gaimard et Stéphanie Lesceu. L'analyse des résultats a été réalisée par les concepteurs de l'étude.

3. Résultats

3.1. Profils des élevages recrutés et des lots étudiés

3.1.1. Répartition géographique des élevages

La **Figure 30A** présente la répartition géographique des élevages inclus dans cette étude. Les 20 élevages de canards de Barbarie (B01 à B20) sont situés dans le bassin de production du Grand Ouest avec 50% (10/20) d'entre eux localisés dans le département de la Vendée (**Figure 30B**). Les élevages de canards mulards sont localisés pour moitié dans le Grand Ouest (10/20)(M01 à M10) et pour moitié dans le Sud-Ouest (10/20)(M11 à M20). Les trois départements les plus représentés dans cette étude, toutes espèces confondues, sont les départements de la Vendée (13/40), des Deux-Sèvres (10/40) et des Landes (7/40).

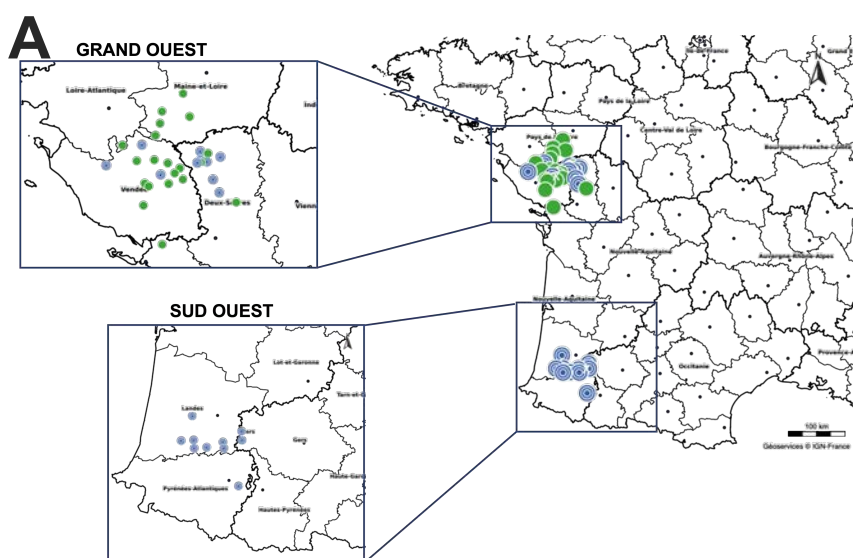
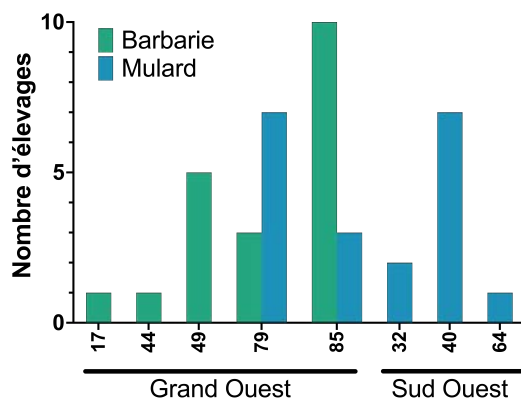


Figure 30. Répartition géographique des élevages de canards recrutés.

(A) Carte de France représentant les points géographiques des élevages recrutés avec un élargissement sur les bassins de production du Grand Ouest et du Sud-Ouest (● élevage de canards de Barbarie ; ● élevage de canards mulards) ;

(B) Nombre d'élevages recrutés par département d'origine.
17 : Charente-Maritime ; 32 : Gers ;
40 : Landes ; 44 : Loire-Atlantique ;
49 : Maine-et-Loire ; 64 : Pyrénées-Atlantiques ; 79 : Deux-Sèvres ; 85 : Vendée.

B



3.1.2. Activités des exploitations

Parmi les exploitations de notre étude, 40% (16/40) d'entre elles présentent une activité d'élevage exclusivement dédiée aux canards (**Figure 31**). Cette activité de type « monoélevage » est plus marquée pour les exploitations élevant des canards mulards (10/20) en comparaison à celles élevant des canards de Barbarie (6/20). L'activité « polyélevage » est majoritairement représentée par une combinaison de l'élevage de canards et de bovins (12/24 des exploitations de type

polyélevage). Les autres espèces élevées sont d'autres volailles (6/40), des ovins (4/40), des porcs (3/40) et des lapins (1/40).

Plus de la moitié des exploitations (29/40) présente également une activité de production végétale avec des surfaces cultivables d'en moyenne 86 hectares (intervalle : 20 - 300 ha).

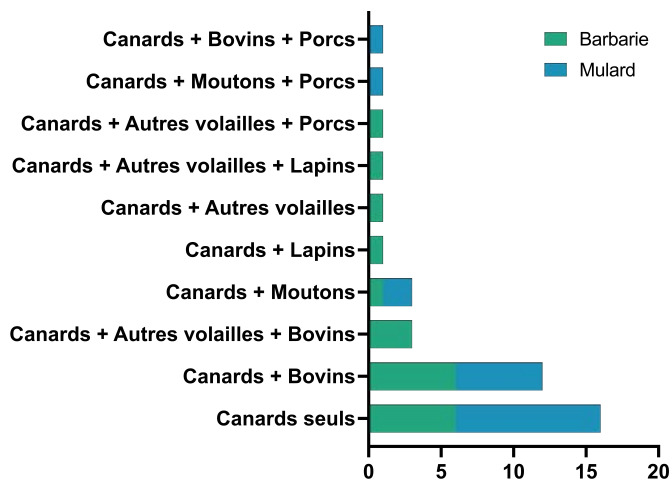


Figure 31. Activités d'élevage des exploitations de l'étude.

Autres volailles : poulets et/ou poules pondeuses et/ou dindes

3.1.3. Organisations de production

Les élevages recrutés dans cette étude adhèrent à 18 organisations de production (Figure 32). L'organisation de production A est la plus représentée avec 14 élevages dont 9 élevages de canards de Barbarie et 5 élevages de canards mulards. Les autres sont représentées avec un nombre d'élevages allant de 1 à 4.

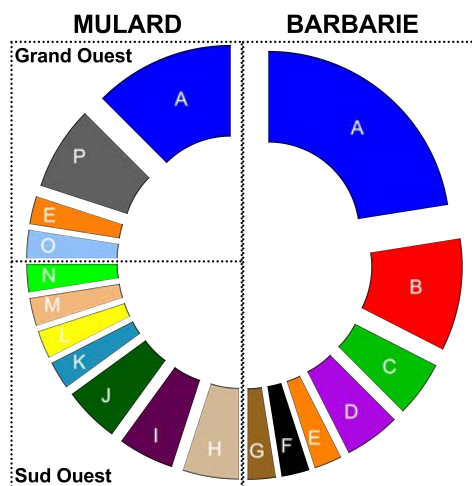


Figure 32. Organisations de production, groupements de producteurs ou coopératives représentées dans notre échantillon d'élevages selon l'espèce et, pour l'espèce mulard, selon le bassin de production.

Les noms sont anonymisés. En pourcentage du nombre total d'élevages (n = 40) : A (35%), B (10%), C (5%), D (5%), E (5%), F (2,5%), G (2,5%), H (5%), I (5%), J (5%), K (2,5%), L (2,5%), M (2,5%), N (2,5%), O (2,5%), P (7,5%)

3.1.4. Données sur les lots étudiés

3.1.4.1. Effectifs

Les effectifs énoncés s'entendent avec les 2% d'animaux dits « gratuits » délivrés par les accoueurs lors des mises en place dans les élevages.

3.1.4.1.1. Élevages de canards de Barbarie

Pour les élevages de canards de Barbarie, l'effectif total moyen des lots étudiés est de 9430 canards (min. 3998, max. 15402). Deux des lots n'étaient constitués que de femelles (**Figures 33 et 34**) (B02, B17) et un lot ne comportait que des mâles (B06), expliquant en partie les faibles effectifs dans ces lots. Une autre explication du faible effectif du lot B17 réside dans l'engagement de l'élevage concerné dans un cahier des charges Label rouge. Les lots mixtes (*i.e.* constitués de mâles et de femelles) sont composés d'en moyenne 6820 mâles (min. 3570, max. 12244) et 3260 femelles (min. 2040, max. 5815) avec en moyenne 32,8% de femelles (min. 20, max. 46,2) et 67,2% de mâles (min. 53,8, max. 80).

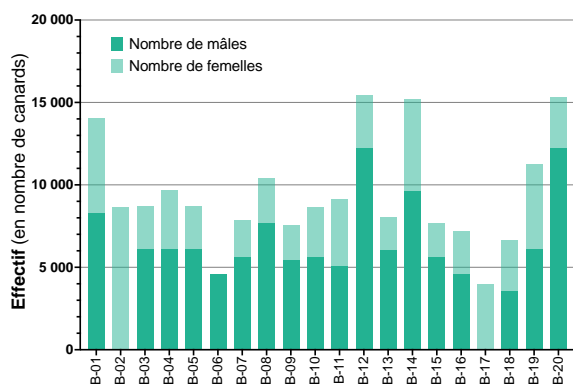


Figure 33. Effectifs des lots de canards de Barbarie (mâles et femelles) des 20 élevages.

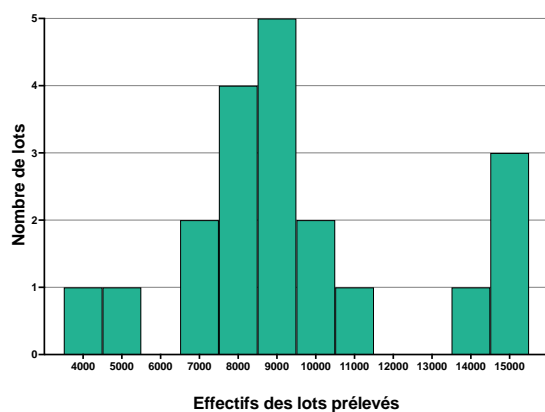


Figure 34. Distribution des effectifs des lots de canards de Barbarie.

Les nombres en abscisse correspondent aux centres de classes de 1000.

3.1.4.1.2. Élevages de canards mulards

Les lots de canards mulards étudiés sont exclusivement constitués de canards mâles, avec un effectif moyen de 7021 canards (min. 1632, max. 24480) (**Figures 35 et 36**). Dans le bassin de production du Grand Ouest, la moyenne des effectifs des lots est de 8007 canards (min. 2550, max. 18360) contre 6035 canards dans le Sud-Ouest (min. 1632, max. 24480). La moyenne des effectifs des lots du Sud-Ouest est par ailleurs fortement augmentée par la présence de deux lots (M17, M18) aux effectifs plus élevés que les 8 autres.

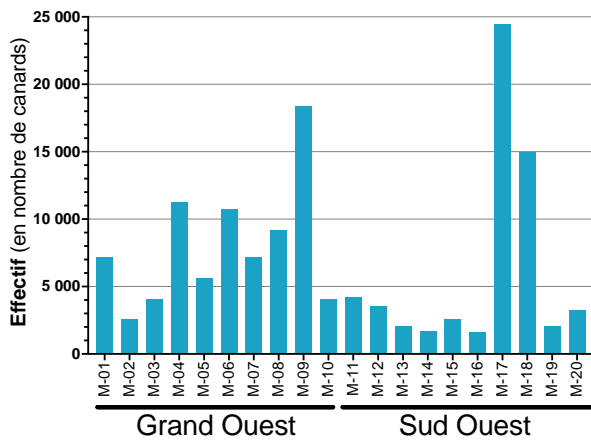


Figure 35. Effectifs des lots de canards mulards des 20 élevages, selon le bassin de production.

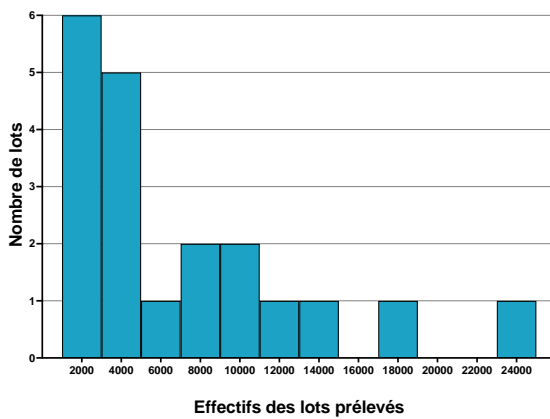


Figure 36. Distribution des effectifs des lots de canards mulards.

Les nombres en abscisse correspondent aux centres de classes de 1000.

3.1.4.2. Couvoir d'origine

Les lots étudiés proviennent de 8 accouveurs différents (Figure 37). Deux accouveurs (A, B) se partagent la provenance de plus de 70% des lots.

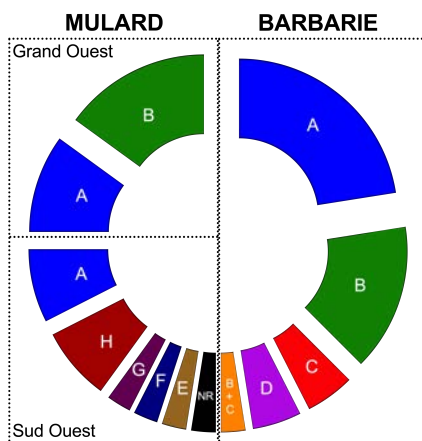


Figure 37. Accouveurs d'origine des lots étudiés, selon l'espèce et, pour l'espèce mulard, selon le bassin de production.

Les noms des couvoirs sont anonymisés. En pourcentage du nombre total d'élevages ($n = 40$) : A (40%), B (30%), C (5%), D (5%), B+C (2,5%), E (2,5%), F (2,5%), G (2,5%), H (7,5%), non renseigné (NR, 2,5%)

3.1.4.3. Densité à la mise en place

Dans les lots de canards de Barbarie de notre étude, la densité moyenne à la mise en place est de 15,44 animaux/m² (min. 10, max. 18,7) (Figure 38A). Pour les canards mulards, la densité moyenne à la mise en place est de 11,24 animaux/m² (min. 5,2, max. 20,40) (Figure 38B).

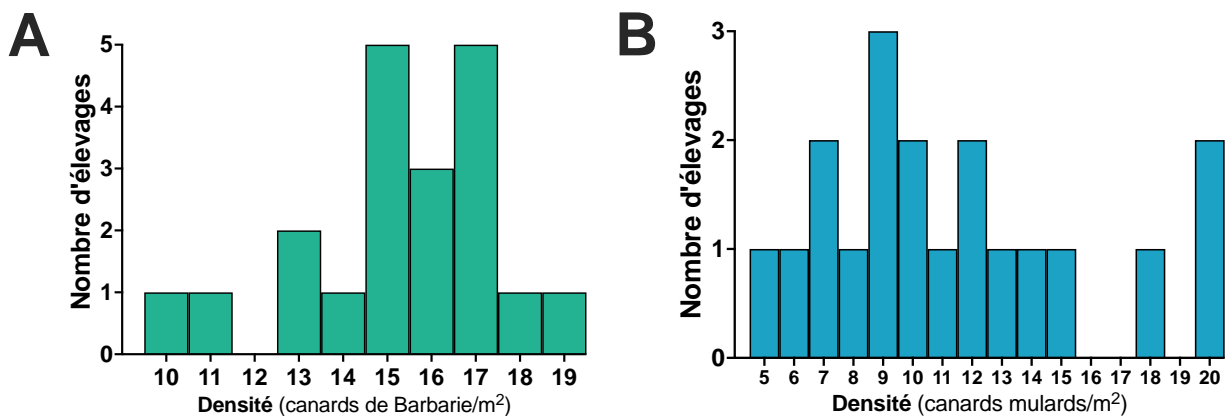


Figure 38. Densité à la mise en place dans les lots de (A) canards de Barbarie et de (B) canards mulards.

Les nombres en abscisse correspondent aux centres de classes de 1.

3.1.4.4. Interventions zootechniques et sanitaires

3.1.4.4.1. Époutage du bec et traitement des griffes

L'époutage du bec est majoritairement réalisé au couvoir (34/40) (**Figure 39A**). Pour les lots où cela n'est pas le cas, l'époutage est réalisé en élevage au moyen d'un automate (B04, B05, B10, B14)(Réussir, 2023) lors de la première injection contre l'IAHP ou manuellement, au sécateur (M10) quelques jours plus tard.

Le traitement des griffes est appliqué sur tous les lots de canards de Barbarie et sur tous les lots de canards mulards du bassin Grand Ouest (**Figure 39B**). Il n'est appliqué que sur 3 des 10 lots du bassin Sud-Ouest. Dans les lots avec dégriffage, toutes espèces confondues, il est dans près de 65% des cas réalisé au couvoir (22/34). Il est sinon réalisé par passage des canetons sur une dégriffeuse (9/34) au moment de la première injection vaccinale contre l'IAHP ou de manière manuelle, au sécateur quelques jours plus tard.

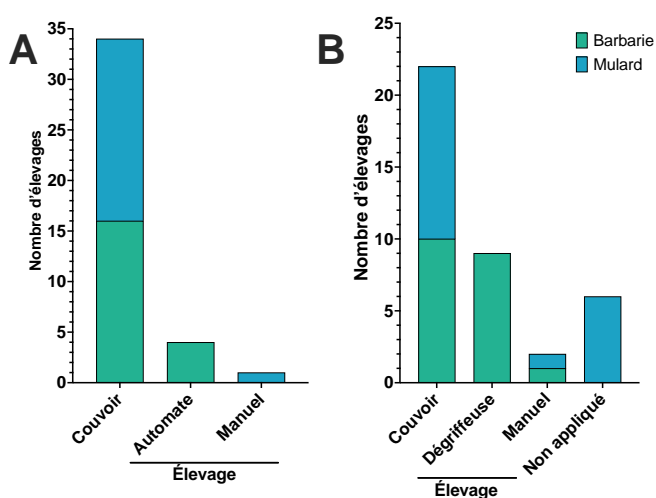


Figure 39. Modalités d'époutage du bec (A) et de traitement des griffes (B) dans les élevages.

3.1.4.4.2. Vaccinations préventives « historiques »

3.1.4.4.2.1. En élevages de canards de Barbarie

La totalité des lots de canards de Barbarie a reçu une vaccination préventive contre la parvovirose et contre la maladie de Derzsy, avec une première injection reçue au couvoir et une deuxième injection reçue en élevage entre 13 et 19 jours après la mise en place. Pour 19 des 20 lots étudiés, l'injection en élevage est réalisée au cours du même chantier de vaccination que pour la première injection vaccinale contre l'IAHP. Pour un unique élevage, la vaccination contre la parvovirose est réalisée avec un nouveau chantier, 7 jours après la première vaccination IAHP (B09). La répartition des gammes de vaccins (DEPARMUNE® vs. PARVOKAN®) utilisées au couvoir et en élevage est indiquée en **Figure 40**.

Parmi les 20 élevages, 4 appliquent également un schéma vaccinal préventif contre *Escherichia coli* au cours du lot dont 3 avec un vaccin de type commercial⁹ (B07, B11, B16 et B20) et 1 avec un auto-vaccin (B15). Un lot reçoit un auto-vaccin dirigé contre *Riemerella anatipestifer* dans un contexte d'historique sur l'élevage (B15). Enfin, un éleveur applique une vaccination préventive contre le virus de la rhinotrachéite infectieuse (B16) avec un vaccin commercial¹⁰, considérant la présence de bâtiments hébergeant des animaux du genre *Meleagris* (dindons) sur le même site d'élevage.

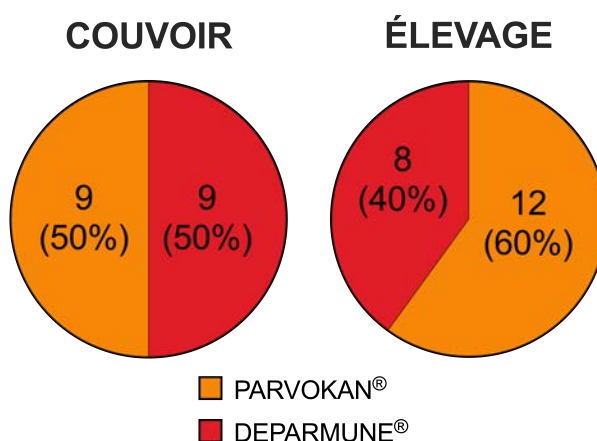


Figure 40. Type de vaccin utilisé contre la parvovirose du canard de Barbarie et la maladie de Derzsy au couvoir (gauche) et en élevage (droite)

Pour les données au couvoir, la donnée est manquante pour deux élevages ($n = 18$), du fait de l'indisponibilité du bon de livraison des canetons le jour de la visite P1.

3.1.4.2.2.2. En élevages de canards mulards

Aucun schéma vaccinal systématique n'est appliqué dans notre échantillon de lots de canards mulards. Trois élevages appliquent une vaccination contre *Escherichia coli* avec un vaccin commercial (M06, M08) ou un auto-vaccin (M07) au cours du lot. Un élevage applique une auto-vaccination contre *Riemerella anatipestifer* (M07).

Une différence notable entre les lots du Grand Ouest et ceux du Sud-Ouest réside dans la vaccination au couvoir des lots du Sud-Ouest avec un vaccin dirigé contre le virus responsable de

⁹ POULVAC® E. COLI (Zoetis)

¹⁰ AVIFFA® RTI (Boehringer Ingelheim Animal Health)

la maladie de Derzsy¹¹ (100% des élevages du Sud-Ouest, 0% des élevages du Grand Ouest). Pour 7 des 10 élevages localisés dans le bassin de production du Sud-Ouest (M11, M13, M15, M16, M17, M18, M20), une vaccination contre *Pasteurella multocida* est appliquée selon un schéma vaccinal en deux injections et avec un vaccin de type commercial¹², de manière concomitante à la vaccination contre l'IAHP. Un élevage (M19) a recours à un auto-vaccin dirigé contre cette bactérie, également lors des vaccinations IAHP. Cette vaccination n'est en revanche appliquée dans aucun élevage du bassin de production Grand Ouest de notre échantillon.

3.1.4.4.3. Vaccination contre l'influenza aviaire

3.1.4.4.3.1 Schéma vaccinal

Conformément aux instructions techniques ministérielles en vigueur et aux critères d'inclusion et d'exclusion établis pour ce travail, l'ensemble des animaux de cette étude ont été vaccinés en élevage selon un schéma vaccinal en deux doses, avec le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND (Boehringer Ingelheim Animal Health). L'âge à la première (V1) et à la deuxième (V2) injection ainsi que l'intervalle entre celles-ci ont pu varier selon les élevages, aboutissant à des calendriers vaccinaux différents (**Tableau XXVI**), décrits plus en détails dans les paragraphes suivants.

Tableau XXVI. Calendriers vaccinaux contre l'influenza aviaire hautement pathogène appliqués dans les 20 élevages de Barbarie (gauche) et les 20 élevages de mulards (droite) de notre étude.

	Âge (en jours)			Âge (en jours)	
	V1	V2		V1	V2
B01	17	35	M01	13	32
B02	16	33	M02	14	31
B03	14	32	M03	11	32
B04	17	38	M04	15	32
B05	16	35	M05	16	34
B06	17	39	M06	12	32
B07	13	35	M07	14	32
B08	18	40	M08	11	30
B09	11	29	M09	11	29
B10	16	35	M10	14	32
B11	15	33	M11	15	32
B12	16	34	M12	17	36
B13	17	35	M13	14	34
B14	16	35	M14	10	31
B15	14	35	M15	14	35
B16	16	38	M16	14	35
B17	14	30	M17	15	36
B18	18	36	M18	9	29
B19	15	36	M19	11	31
B20	15	32	M20	13	35

3.1.4.4.3.2. Âge à la première administration (V1)

L'âge à la première administration vaccinale varie selon les élevages. Dans notre échantillon, elle est en moyenne réalisée à 15,5 jours en élevages de canards de Barbarie (min 11 jours, max 18 jours) et à 13,1 jours en élevages de canards mulards (min 9 jours, max 17 jours) (**Figure 41**). L'âge à la V1 dans les élevages de canards mulards est significativement inférieur à celui des élevages de canards de Barbarie ($p < 0.001$, test t de Student).

¹¹ PALMIVAX® (Boehringer Ingelheim Animal Health)

¹² CEVAC LANDAVAX® NEO (Ceva Santé Animale)

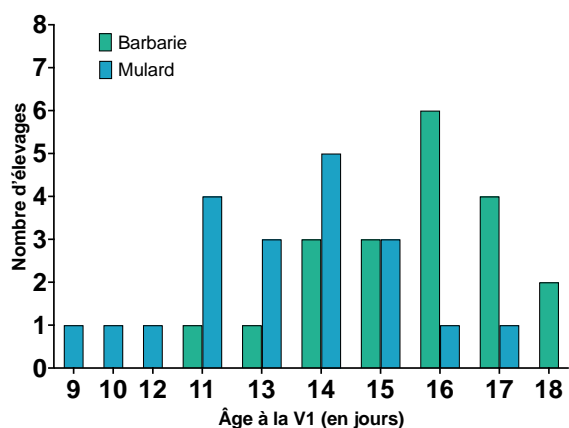


Figure 41. Distribution des âges à la vaccination 1 dans les lots de canards de Barbarie et de canards mulards.

3.1.4.4.3.3. Âge à la seconde administration (V2)

La seconde injection vaccinale est en moyenne réalisée à 34,7 jours en élevages de canards de Barbarie (min 29 jours, max 40 jours) et à 32,5 jours en élevages de canards mulards (min 29 jours, max 36 jours) (**Figure 42**). L'âge à V2 est inférieur dans les élevages de canards mulards comparé à ceux de canards de Barbarie ($p = 0,007$, test t de Student).

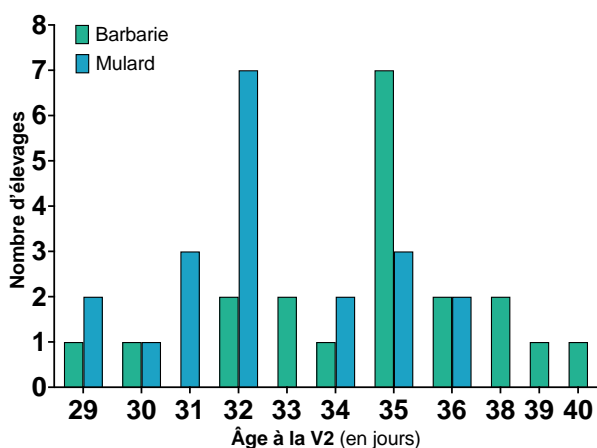


Figure 42. Distribution des âges à la vaccination 2 dans les lots de canards de Barbarie et de canards mulards.

3.1.4.4.3.4. Intervalle entre les deux vaccinations

L'intervalle entre les deux vaccinations est en moyenne de 19,2 jours (intervalle : 16-22) pour les élevages de canards de Barbarie et de 19,4 jours (intervalle : 17-22) pour les élevages de canards mulards (**Figure 43**).

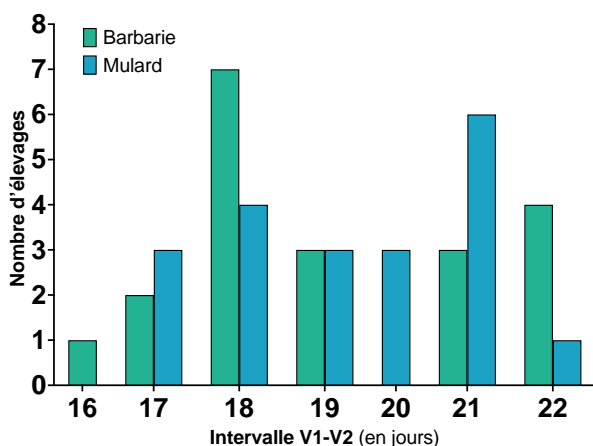


Figure 43. Distribution du nombre de jours entre les deux vaccinations (intervalle V1-V2) dans les lots de canards de Barbarie et de canards mulards.

3.1.4.4.3.5. Séances vaccinales

3.1.4.4.3.5.1. Vaccinateurs

Dans notre échantillon de lots, la vaccination est réalisée dans près de 90% des cas par des sociétés professionnelles avicoles (16 au total) contre 10% par les éleveurs eux-mêmes (**Figure 44**).

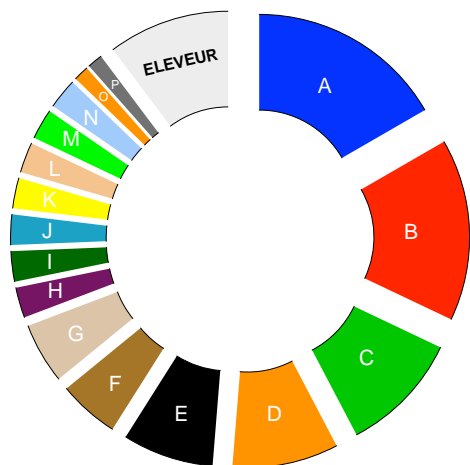


Figure 44. Répartition des sociétés de prestations avicoles (A à P) ou des éleveurs ayant réalisé les vaccinations (V1, V2) sur les lots étudiés

Les noms des équipes de vaccination et des éleveurs sont anonymisés. En pourcentage du nombre total de séances vaccinales pour lesquelles l'information était disponible ($n = 78$) : A (16,7%), B (15,4%), C (10,2%), D (9%), E (7,7%), F (5,1%), G (5,1%), H (2,6%), I (2,6%), J (2,6%), K (2,6%), L (2,6%), M (2,6%), N (2,6%), O (1,3%), P (1,3%), Éleveur (10,2%).

3.1.4.4.3.5.2. Matériel de vaccination

Pour la vaccination des canards de Barbarie, la seringue utilisée dans plus de 89% de cas est de type simple corps une aiguille, contre 11% pour la seringue de type double corps une aiguille (**Figure 45**). Pour l'espèce mulard, on observe une variation selon le bassin de production. Dans les lots étudiés, les canards du Grand Ouest sont vaccinés dans 100% des cas avec une seringue simple corps une aiguille tandis que, dans le Sud-Ouest, on observe une pratique vaccinale employant majoritairement une seringue double corps une aiguille (78% des séances).

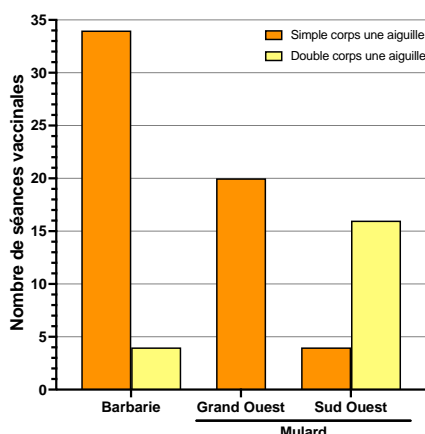


Figure 45. Types de seringues utilisées pour la vaccination selon l'espèce, et pour l'espèce mulard, selon le bassin de production.

$n = 78$ séances vaccinales

3.1.4.4.3.5.3. Anomalies rapportées

Lors de la première visite d'élevage (P1), des informations ont été récoltées concernant le déroulement des séances vaccinales 1 et 2.

Plusieurs éleveurs ont fait part d'anomalies qu'ils auraient remarquées :

- Le lot **B11** a fait l'objet d'une cadence de vaccination jugée « très élevée » par l'éleveur. Celui-ci a également noté la présence de reflux quasi-systématique après injection sur les animaux et

d'un sous-dosage en fin de séance vaccinale, se manifestant par des doses vaccinales restantes trop nombreuses. Ceci a motivé le vétérinaire sanitaire de l'élevage à réaliser un audit de vaccination lors de la seconde séance vaccinale.

- L'éleveur **B14** a fait part d'une perte d'animaux importante lors de la première injection vaccinale (0,9% du lot). Les causes évoquées ne reposent pas sur l'acte vaccinal en tant que tel mais sur des considérations zootechniques (caillebotis inadapté notamment). Cet élevage a par ailleurs fait l'objet d'un examen bactériologique positif quelques jours après cette séance vaccinale (voir [paragraphe 3.1.4.4.4.](#))
- L'éleveur **B19** a rapporté des phénomènes d'étouffement, de pattes fracturées, de reflux sur de nombreux animaux et de « têtes penchées » lors la première vaccination, conduisant à la perte d'environ 0,9% du lot.

Sur la base des discussions avec les éleveurs et des compte-rendus d'interventions des vaccinateurs, quelques non-conformités ponctuelles dans la préparation des séances vaccinales ont pu être relevées concernant :

- la préparation des animaux : absence de mise à jeun ou trop tardive ;
- la préparation du vaccin : mise en température trop faible (23°C) ou trop forte (35°C).

Considérant que l'application de l'acte vaccinal en elle-même a fait l'objet d'interrogations sérieuses pour les lots **B11** et **B19**, en termes de qualité de l'acte et de doses injectées, **nous avons décidé de n'inclure ces lots dans l'analyse statistique que pour le facteur « élevage » et de les écarter pour les autres facteurs.**

3.1.4.4.4. Évènements pathologiques et antibiothérapie

11 des 40 élevages étudiés ont connu un événement pathologique avant P2 ayant conduit à la réalisation d'examens nécropsiques parmi lesquels 8 élevages de canards de Barbarie et 2 élevages de canards mulards. Les âges et conclusions des examens nécropsiques et bactériologiques réalisés par les vétérinaires référents des élevages sont mentionnées dans le **tableau XXVII**.

Sur les 40 lots, 8 ont reçu un traitement antibiotique avant P2. Parmi ceux-ci, 7 sont issus des lots ayant fait l'objet d'un examen nécropsique. Les noms commerciaux, les substances actives ainsi que les âges d'administration des antibiotiques sont indiqués dans le **tableau XXVIII**.

Tableau XXVII. Examens nécropsiques et bactériologiques réalisés sur certains des lots de l'étude.

Référence de l'élevage	Âge de réalisation de l'examen nécropsique (en j) et localisation dans le temps	Conclusion de l'examen nécropsique	Conclusion de l'examen bactériologique, si réalisé
B01	31 j Entre V1 et V2	Rates granuleuses et péricardite sur 2 sujets.	<i>Streptococcus pluranimalium</i> <i>Lysinibacillus sphaericus</i> <i>Escherichia coli</i> O1:K1
B02	17 j Le jour de V1	Lésionnel septicémique.	<i>Escherichia coli</i> O78:K80
B08	43 j Entre V2 et P1	Lésions évocatrices de colibacillose.	<i>Escherichia coli</i> O78:K80
B13	43 j Entre V2 et P1	Lésions infectieuses respiratoires évocatrices de colibacillose et/ou riemerellose.	<i>Escherichia coli</i> NT <i>Riemerella anatipestifer</i>
B14	20 j Entre V1 et V2	Lésions infectieuses de type colibacillaire.	<i>Escherichia coli</i> sérotypie négative (O1/O2/O78)
	45 j Entre V2 et P1	Lésions infectieuses septicémiques sur trois sujets.	<i>Escherichia coli</i> O78
	59 j Entre V2 et P1	Lésions infectieuses bactériennes respiratoires. Bréchets mous, dyschondroplasie et inflammation péritendineuse.	<i>Riemerella anapestifer</i> sérotype 1
B15	47 j Entre V2 et P1	Lésions métaboliques évocatrices de sujet cardiaque.	<i>non réalisé</i>
B16	49 j Entre V2 et P1	Lésions infectieuses respiratoires évocatrices de colibacillose et/ou riemerellose.	<i>Escherichia coli</i> O78 <i>Riemerella anatipestifer</i>
B18	18 j Entre V1 et V2	Tableau septicémique.	<i>Escherichia coli</i> O2
B19	14 j Le jour de V1	Défaut d'ossification. Coeur douteux sur 3 sujets, possible infection bactérienne discrète.	<i>Escherichia coli</i> sérotypie négative (O1/O2/O78)
M07	47 j Entre V2 et P1	Lésions infectieuses fibrineuses évocatrices de colibacillose sur un sujet, légère myosite sur un canard. Petits nodules aspergillaires sur deux sujets.	<i>Escherichia coli</i> NT
M17	47 j Entre P1 et P2	Lésions infectieuses respiratoires évocatrices de colibacillose.	<i>Escherichia coli</i> sérotypie négative (O1/O2/O78)

V1 : première injection vaccinale ; V2 : deuxième injection vaccinale ; P1 : premier prélèvement sanguin ; P2 : second prélèvement sanguin

Tableau XXVIII. Traitements antibiotiques administrés et âges d'administration.

Référence de l'élevage	Âge de début d'administration (pour une durée de 5 j)	Nom déposé	Substance(s) active(s)
B02	16 puis 31	TRISULMIX® (Dopharma France)	Sulfadiméthoxine, triméthoprome
	26	AMOXIPRO® (Ceva Santé Animale)	Amoxicilline
B08	43	COLIPRO® (Ceva Santé Animale)	Colistine
B13	47	DIAZIPRIM® (Huvepharma SA)	Sulfadiazine, triméthoprime
B14	20	TRISULMIX® (Dopharma France)	Sulfadiméthoxine, triméthoprome
	45	TRISULMIX® (Dopharma France)	Oxytétracycline
	58	TETRASOLUB® (Biové Laboratoires)	Colistine
		COLIVET® (Ceva Santé Animale)	
B18	4	BAYTRIL® (Elanco France)	Enrofloxacin
	18	AMOXICILLINE GVH® (Global Vet Health)	Amoxicilline
B19	14	AMOXIPRO® (Ceva Santé Animale)	Amoxicilline
M11	12	TRISULMIX® (Dopharma France)	Sulfadiméthoxine, triméthoprome
M17	47	TRISULMIX® (Dopharma France)	Sulfadiméthoxine, triméthoprome

3.2. Facteurs influençant la réponse sérologique anti-H5 à P1

Le premier prélèvement (P1) en élevages a été réalisé 14 à 15 jours après la fin du schéma vaccinal, date correspondant au pic théorique en anticorps dirigés contre la protéine H5. Dans les paragraphes suivants, nous analyserons les effets de différentes variables sur les titres en anticorps et sur la positivité des sérums. La distribution globale des sérums individuels est présentée en **Annexe 6**.

3.2.1. Effet de l'espèce sur la réponse sérologique anti-H5 à P1

Le titre en anticorps anti-H5 est significativement plus faible chez les canards de Barbarie, comparés aux canards mulards à P1 (test de Mann-Whitney, $p < 0,001$) (**Figure 46**). Chez les canards de Barbarie, le titre en anticorps dirigé contre la protéine H5 est en moyenne de 3780 ($n = 359$, écart-type : 4112) contre 8118 chez les canards mulards ($n = 320$, écart-type : 6892).

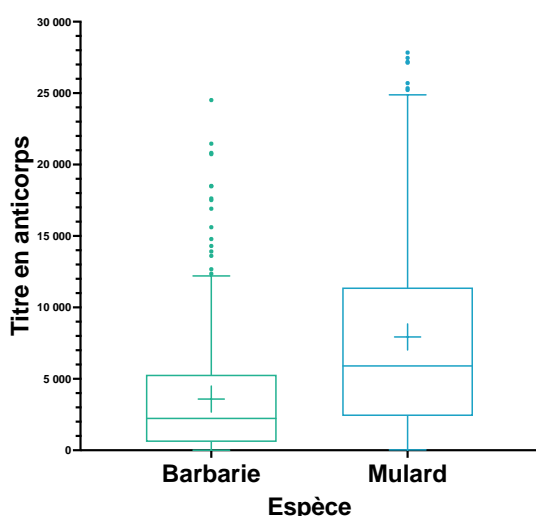


Figure 46. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon l'espèce à P1 (Barbarie vs. mulard).

De même, le statut de positivité des sérums est dépendant de l'espèce considérée, avec une proportion de sérums positifs supérieure chez les canards mulards ($\chi^2 (1, N = 679) = 42,38, p < 0,001$).

Constatant les différences significatives de titres et de positivité entre les deux espèces, celles-ci seront traitées séparément dans la suite des résultats.

3.2.2. Effet de l'élevage sur la réponse sérologique anti-H5 à P1

3.2.2.1. En élevages de canards de Barbarie

Le titre en anticorps varie significativement en fonction des élevages de canards de Barbarie (test de Kruskal-Wallis, $H = 78,63, p < 0,001$) (**Figure 48A**). Le titre moyen des élevages à cette date varie entre 1771 (B11) et 10257 (B07) avec des coefficients de variation situés entre 53% (B06) et 196% (B19) (**Tableau XXIX**). Un test *post-hoc* de Dunn a été réalisé pour comparer deux à deux les titres des élevages de canards de Barbarie (**Tableau XXXIII**) et met en évidence que les animaux de l'élevage B07 présentent des titres en anticorps significativement plus élevés que 7 autres élevages (B01, B11, B13, B15, B18, B19, B20). Les élevages B11 et B19 présentent également des différences significatives avec deux autres élevages (B06 et B08). Les élevages B11 et B19, pour lesquels, pour rappel, les séances vaccinales ont fait l'objet d'observations

d'importantes non-conformités vaccinales de la part des éleveurs, présentent les titres en anticorps médians les plus faibles (382 et 482 respectivement) et les coefficients de variation les plus élevés (170% et 196% respectivement). L'étendue des boîtes à moustaches permet également d'apprécier l'importante variabilité existante au sein des lots. Une autre représentation graphique (diagrammes en violons) fournie en **Annexe 7A** permet d'apprécier la distribution des titres individuels au sein des lots et met également en évidence une importante variabilité inter-individuelle.

Le nombre d'animaux positifs¹³ par lot varie entre 7 (B11) et 20 (B07) soit un pourcentage de positivité situé entre 35% et 100% selon les élevages. Un test d'indépendance du Chi2 a par ailleurs montré que le statut de positivité des lots de canards de Barbarie à P1 varie significativement entre les élevages ($\chi^2 (19, N = 399) = 56,95, p < 0,001$).

Tableau XXIX. Titre moyen en anticorps dirigés contre la protéine H5, coefficient de variation (%) et nombre de sérums positifs (n = 20) de chaque lot de canards de Barbarie lors du prélèvement P1.

Élevage	B01	B02	B03	B04	B05	B06	B07	B08	B09	B10
Titre moyen	1826	4648	2673	3944	4668	4224	10257	6126	3995	4795
CV%	101	100	77	107	105	53	68	78	60	105
Nombre positifs (%pos)	11 (55%)	17 (85%)	16 (80%)	14 (70%)	14 (70%)	19 (95%)	20 (100%)	18 (90%)	19 (95%)	15 (75%)
Élevage	B11	B12	B13	B14	B15	B16	B17	B18	B19	B20
Titre moyen	1771	2523	1616	3810	1777	3837	2694	2299	1897	2226
CV%	170	86	118	119	101	99	82	127	196	103
Nombre positifs (%pos)	7 (35%)	17 (85%)	11 (55%)	14 (70%)	13 (68%)	14 (70%)	13 (65%)	10 (50%)	9 (45%)	14 (70%)

3.2.2.2. En élevages de canards mulards

Le titre en anticorps varie également significativement entre les élevages de canards mulards (test de Kruskal-Wallis, $p < 0,001$) (**Figure 48B**). Le titre moyen des élevages varie entre 2896 (M08) et 19388 (M15) avec des coefficients de variation situés entre 43 (M13) et 116% (M02) (**Tableau XXX**). Comme pour les canards de Barbarie, on note une importante variabilité des titres individuels au sein des lots de canards mulards (**Figure 48B** et **Annexe 7B**).

Les trois élevages présentant le plus de différences significatives avec d'autres élevages sont M04, M13 et M15 avec des titres supérieurs à 5, 7 et 13 autres élevages, respectivement (test *post-hoc* de Dunn). *A contrario*, les animaux de l'élevage M08 présentent des titres inférieurs aux animaux de 4 élevages (M15, M16, M18, M20) (**Tableau XXXIV**).

Le nombre d'animaux positifs par lot est situé entre 17 (M02) et 20 (9 élevages) soit un pourcentage de positivité situé entre 85% et 100% selon les élevages. Du fait du très grand nombre d'animaux positifs par lot, le statut de positivité des lots de canards mulards à P1 ne varie pas significativement entre les élevages ($\chi^2 (3, N = 400) = 3,191, p = 0,36$).

¹³ Pour rappel, selon le fabricant du kit ELISA utilisé, un sérum individuel est dit « positif » si son titre en anticorps dépasse le seuil de 732.

Tableau XXX. Titre moyen en anticorps dirigés contre la protéine H5, coefficient de variation (%) et nombre de sérums positifs (n = 20) de chaque lot de canards mulards lors du prélèvement P1.

Élevage	M01	M02	M03	M04	M05	M06	M07	M08	M09	M10
Titre moyen	5244	4772	6924	3406	6547	7229	4680	2896	4377	5206
CV%	103	116	80	77	110	71	56	105	82	89
Nombre positifs (%pos)	19 (95%)	17 (85%)	20 (100%)	18 (90%)	18 (90%)	19 (95%)	20 (100%)	17 (85%)	18 (90%)	18 (90%)
Élevage	M11	M12	M13	M14	M15	M16	M17	M18	M19	M20
Titre moyen	7929	6100	13825	6134	19388	11739	9086	13058	8934	11224
CV%	71	69	43	79	27	52	93	62	79	60
Nombre positifs (%pos)	20 (100%)	17 (85%)	20 (100%)	20 (100%)	20 (100%)	20 (100%)	17 (85%)	18 (90%)	20 (100%)	20 (100%)

3.2.3. Effets d'éléments en faveur d'une circulation virale IA sur le lot 3.2.3.1. Chez les canards de Barbarie

Aucun des lots de canards de Barbarie de notre étude n'a d'historique récent de résultat virologique positif (gène M) et/ou de résultat H5/H7 positif. De même, aucun des lots n'a été testé positif aux analyses virologiques (RT-PCR gène M) ou sérologiques (ELISA NP) lors des modalités de surveillances passive et active post-vaccinales.

Néanmoins, deux élevages (B01 et B07) présentent des profils particuliers : l'élevage B01 présente une augmentation de son titre moyen entre P1 et P2, contrairement à tous les autres élevages de canards de Barbarie ; l'élevage B07, comme décrit dans le [paragraphe 3.2.2.1.](#) présente des titres significativement supérieurs à ceux de 7 autres élevages de canards de Barbarie. Ces éléments nous ont amenés à nous questionner sur la possibilité d'une infection concomitante par un virus influenza A(H5Nx) au cours du lot, qui aurait pu influencer le titre en anticorps dirigé contre la protéine H5. Dans ce contexte, nous avons procédé à une nouvelle analyse ELISA compétitive, détectant les anticorps dirigés contre la protéine NP, afin de différencier des animaux vaccinés d'animaux potentiellement infectés (**Tableau XXXI**). Il en ressort un résultat global négatif pour B01 et B07.

Tableau XXXI. Résultats du test ELISA compétitif réalisé sur les sérums des élevages B01 et B07 à P1 et à P2 pour la détection d'anticorps dirigés contre la nucléoprotéine virale de l'influenza A.

Élevage	Nombre de sérums positifs à P1-P2	Nombre de sérums douteux à P1-P2	Nombre de sérums négatifs à P1-P2
B01	0-2	0-0	20-18
B07	1-0	0-0	20-0

3.2.3.1. Chez les canards mulards

Parmi les lots de canards étudiés, grâce aux modalités de surveillance active post-vaccinale en place, deux ont été détectés gènes M positifs puis confirmés positifs à l'infection par un virus influenza A(H5Nx) faiblement pathogène au cours du lot (M01 et M04). Deux autres ont eu une

analyse virologique positive pour le gène M sur le lot, mais se sont révélés négatifs à l'analyse H5/H7 (M19, M20). Les 4 lots présentent des anticorps dirigés contre la protéine NP à P1 ou à P2 (**Tableau XXXII**). Les titres en anticorps présentés précédemment pour ces lots peuvent donc être la résultante à la fois de la vaccination mais également du passage viral. Fait intéressant pour M01, M04 et M19, la séroconversion a eu lieu entre les deux prélèvements (le nombre de sérums positifs passant de 0 à 20 entre P1 et P2 pour ces trois élevages). Pour M20, le nombre de sérums positifs était déjà maximal lors de P1, indiquant un passage viral avant cette date. Les lots M13 et M15 ont également été soumis au test ELISA NP, considérant leurs titres significativement plus élevés que de nombreux autres lots (voir [paragraphe 3.2.2.2.](#)). Ces deux lots ne présentent toutefois pas d'anticorps dirigés contre la protéine NP, les titres en anticorps anti-H5 sont, par conséquent, uniquement imputables à la vaccination réalisée.

Tableau XXXII. Résultats du test ELISA compétitif réalisé sur les sérums d'élevages de canards mulards à P1 et à P2 pour la détection d'anticorps dirigés contre la nucléoprotéine virale de l'influenza A.

Élevage	Nombre de sérums positifs à P1-P2	Nombre de sérums douteux à P1-P2	Nombre de sérums négatifs à P1-P2
M01	0-20	0-0	20-0
M04	0-20	0-0	20-0
M13	0-0	0-1	20-19
M15	0-0	0-1	20-20
M19	0-20	1-0	19-0
M20	20-13	0-0	0-7

Les canards provenant d'un élevage testé positif à l'ELISA NP (*i.e.* M01, M04, M19, M20) présentent des titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 significativement supérieurs à ceux supposés négatifs (test de Mann-Whitney, $p < 0,001$) (**Figure 47**). La positivité des sérums varie également en fonction du résultat du test ELISA NP (test de χ^2 , $p < 0,001$). Considérant l'influence du passage viral sur les titres en anticorps anti-H5 et le biais qu'ils pourraient engendrer sur l'interprétation des résultats de sérologie, **nous avons décidé d'exclure les élevages suivants de la suite de l'étude : M01, M04, M19 et M20.**

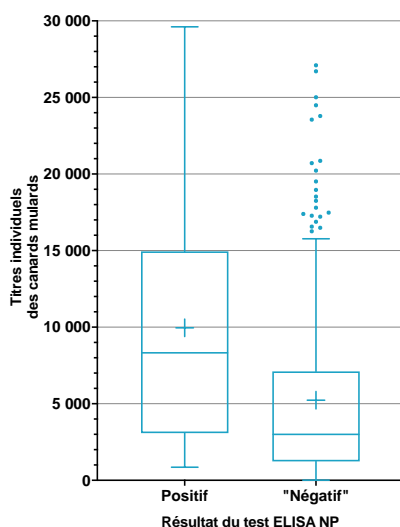


Figure 47. Titres individuels en anticorps chez les canards mulards connus positifs au test ELISA NP et ceux supposés négatifs.

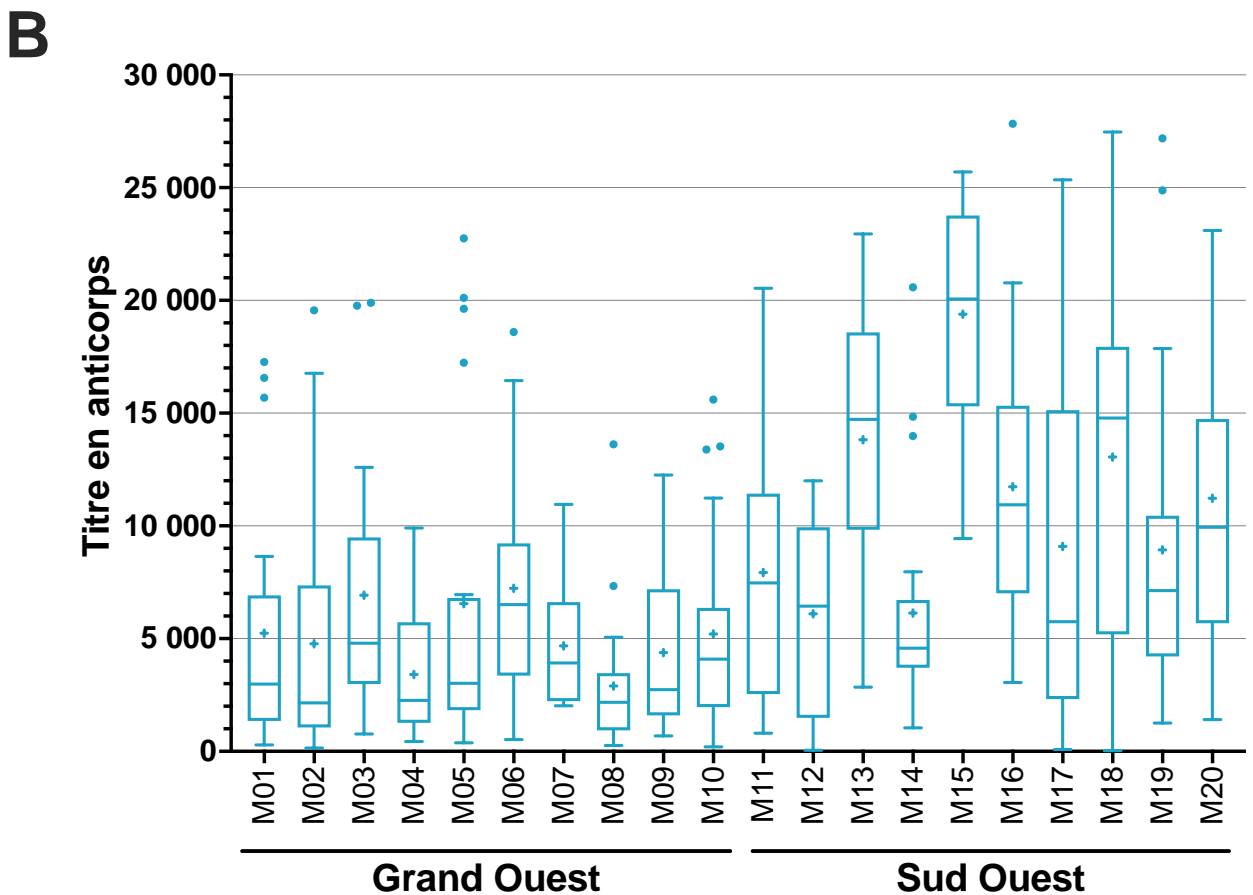
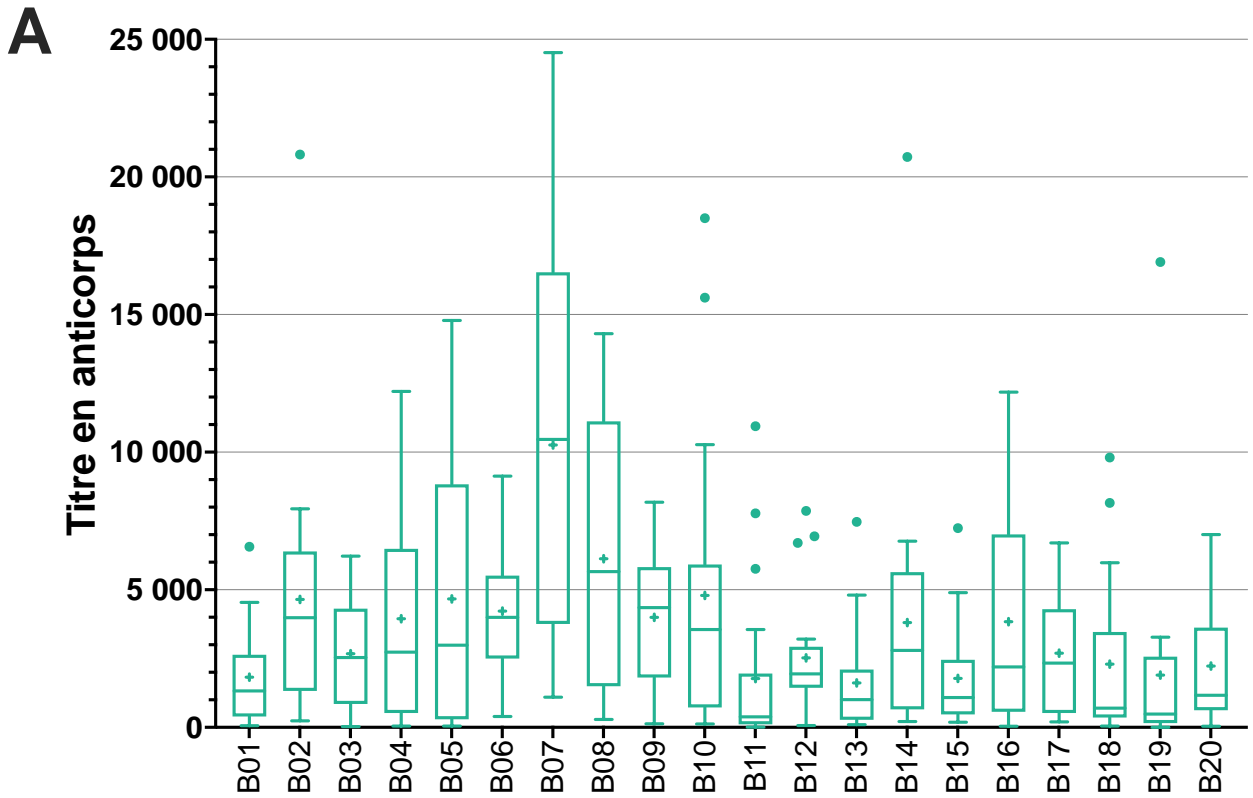


Figure 48. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 dans les élevages de canards de Barbarie (A) et les élevages de canards mulards (B) lors du prélèvement 1.

Représentation en boîtes à moustaches selon la méthode de Tukey. Trait inférieur de la boîte = 1^{er} quartile (Q1) ; trait supérieur de la boîte = 3^{ème} quartile (Q3) ; trait horizontal à l'intérieur de la boîte = médiane ; signe « + » à l'intérieur de la boîte = moyenne ; moustache supérieure = $Q3 + 1,5 * (Q3 - Q1)$; moustache inférieure = $Q1 - 1,5 * (Q3 - Q1)$; symbole « • » = valeur extrême

B 02	B 03	B 04	B 05	B 06	B 07	B 08	B 09	B 10	B 11	B 12	B 13	B 14	B 15	B 16	B 17	B 18	B 19	B 20	
-	-	-	-	-	***	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	B01
	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	B02
		-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	B03
			-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	B04
				-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	B05
					-	-	-	-	*	-	-	-	-	-	-	-	*	-	B06
						-	-	-	***	-	***	-	***	-	-	***	***	**	B07
							-	-	**	-	-	-	-	-	-	-	*	-	B08
								-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	B09
									-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	B10
										-	-	-	-	-	-	-	-	-	B11
											-	-	-	-	-	-	-	-	B12
												-	-	-	-	-	-	-	B13
													-	-	-	-	-	-	B14
														-	-	-	-	-	B15
															-	-	-	-	B16
																-	-	-	B17
																	-	-	B18
																		-	B19

Tableau XXXIII. Table de comparaison des titres en anticorps des 20 élevages de canards de Barbarie lors du prélèvement P1.

Test *post-hoc* de Dunn, * : $p < 0,05$, ** : $p < 0,01$, *** : $p < 0,001$

M 02	M 03	M 04	M 05	M 06	M 07	M 08	M 09	M 10	M 11	M 12	M 13	M 14	M 15	M 16	M 17	M 18	M 19	M 20	
-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	**	-	**	-	-	-	-	-	M01
	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	***	-	-	*	-	*	-	-	M02
		-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	**	-	-	-	-	-	M03
			-	-	-	-	-	-	-	-	***	-	***	**	-	**	-	*	M04
				-	-	-	-	-	-	-	*	-	*	-	-	-	-	-	M05
					-	-	-	-	-	-	-	-	**	-	-	-	-	-	M06
						-	-	-	-	-	*	-	***	-	-	-	-	-	M07
							-	-	-	-	-	-	***	***	-	***	-	**	M08
								-	-	-	**	-	***	*	-	-	-	-	M09
									-	-	*	-	***	-	-	-	-	-	M10
										-	-	-	*	-	-	-	-	-	M11
											-	-	***	-	-	-	-	-	M12
												-	-	-	-	-	-	-	M13
													***	-	-	-	-	-	M14
														-	**	-	-	-	M15
															-	-	-	-	M16
																-	-	-	M17
																	-	-	M18
																		-	M19

Tableau XXXIV. Table de comparaison des titres en anticorps des 20 élevages de canards mulards lors du prélèvement P1.

Test *post-hoc* de Dunn, * : $p < 0,05$, ** : $p < 0,01$, *** : $p < 0,001$

3.2.4. Effet du bassin de production sur la réponse sérologique anti-H5

à P1

Les élevages de canards mulards recrutés sont localisés pour moitié dans le bassin de production du Grand Ouest (M01 à M10) et pour moitié dans le bassin de production du Sud-Ouest (M11 à M20). Les titres en anticorps individuels sont significativement supérieurs chez les animaux des élevages du bassin Sud-Ouest (test de Mann-Whitney, $p < 0,001$) (**Figure 49**). La séropositivité n'est en revanche pas dépendante du bassin de production (test de χ^2 , $p = 0,09$).

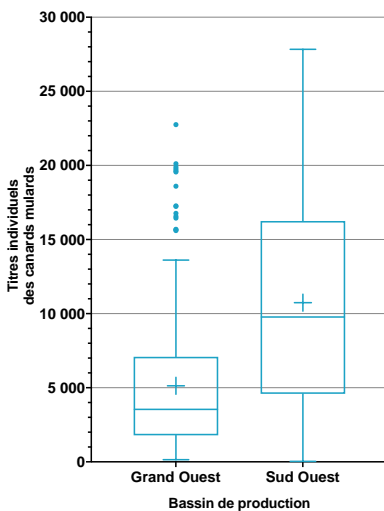


Figure 49. Titres individuels en anticorps à P1 chez les canards mulards en fonction du bassin de production d'implantation de l'élevage.

Considérant les différences dans les titres selon le bassin de production considéré, les élevages localisés dans le Grand Ouest et ceux localisés dans le Sud-Ouest seront désormais traités séparément.

3.2.5. Effet de l'âge à la V1 sur la réponse sérologique anti-H5 à P1

3.2.5.1. Chez les canards de Barbarie

Lors du prélèvement 1, le titre en anticorps des animaux ne varie pas avec l'âge à la V1, pour des âges allant de 11 à 18 jours (rho de Spearman = -0,09, [-0,19;0,02], $p = 0,09$) (**Figure 50**).

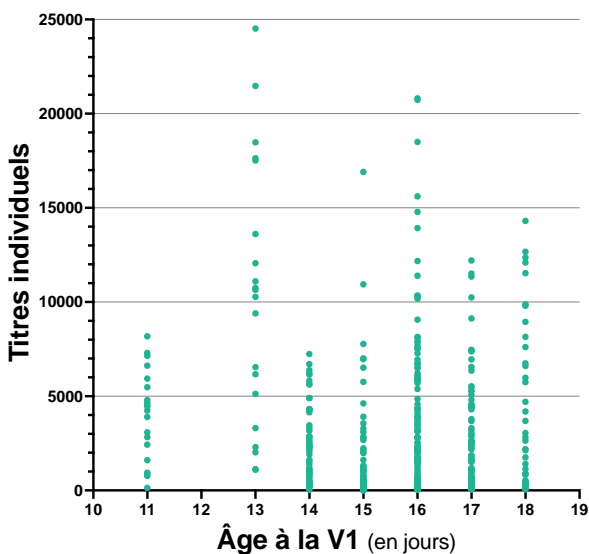


Figure 50. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'âge à la V1 chez les canards de Barbarie.

3.2.5.2. Chez les canards mulards

Lors du prélèvement 1, le titre en anticorps des animaux ne varie pas avec l'âge à la V1 pour les élevages du Grand Ouest, pour des âges allant de 11 à 16 jours (coefficient rho de Spearman = 0,02, [-0,14;0,18], $p = 0,77$). En revanche, pour les élevages du Sud-Ouest, le titre en anticorps varie négativement avec l'augmentation de l'âge à la V1, pour des âges allant de 9 à 17 jours (coefficient rho de Spearman = -0,19 [-0,34;-0,03], $p = 0,01$) (**Figure 51**).

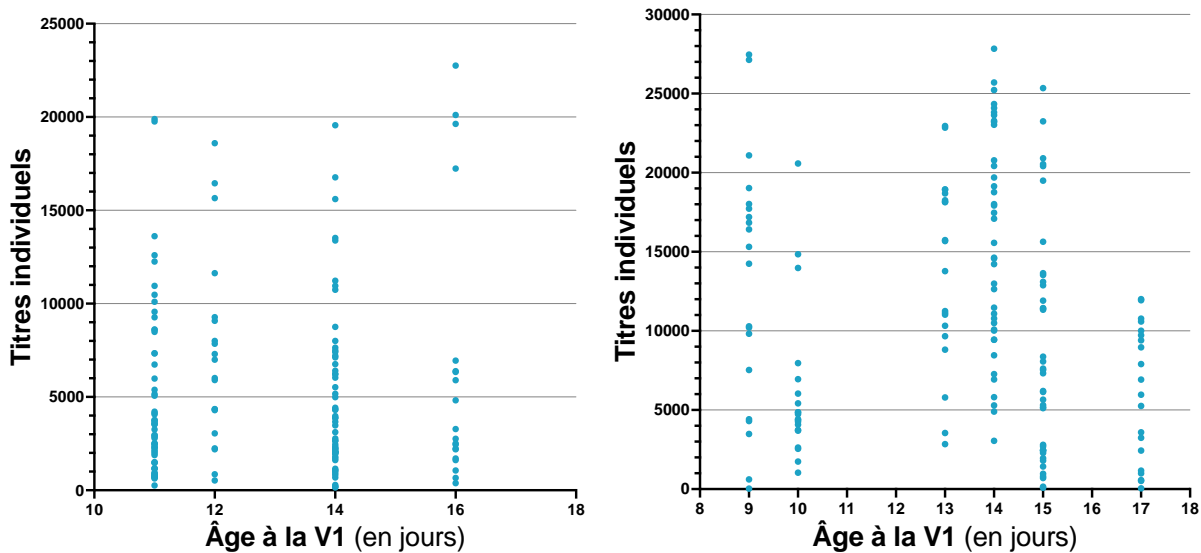


Figure 51. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'âge à la V1 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).

3.2.6. Effet de l'âge à la V2 sur la réponse sérologique anti-H5 à P1

3.2.6.1. Chez les canards de Barbarie

Le titre en anticorps des canards de Barbarie à P1 ne varie pas avec l'âge à la V2, pour des âges allant de 29 à 40 jours (coefficient rho de Spearman = 0,07, [-0,04;0,17], $p = 0,19$) (**Figure 52**).

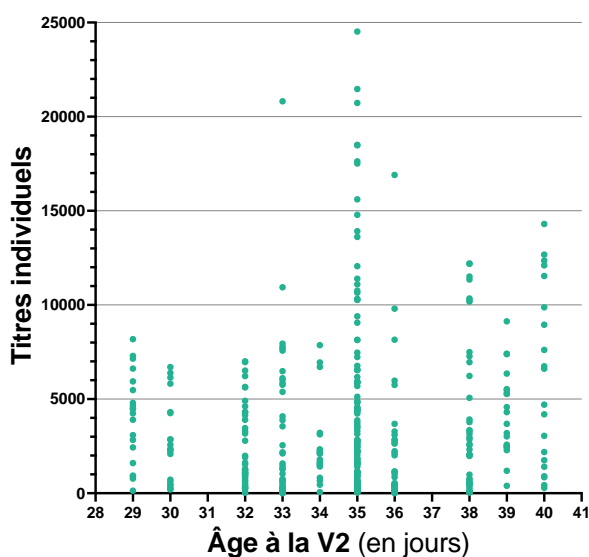


Figure 52. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'âge à la V2 chez les canards de Barbarie.

3.2.6.2. Chez les canards mulards

Lors du prélèvement 1, le titre en anticorps des canards mulards du Grand Ouest varie positivement avec l'âge à la V2, pour des âges allant de 29 à 34 jours (coefficient rho de Spearman = 0,19, [0,04;0,34], $p = 0,01$). *A contrario*, pour les élevages du Sud-Ouest, le titre en anticorps ne varie pas avec l'âge à la V2, pour des âges allant de 29 à 36 jours (coefficient rho de Spearman = -0,02 [-0,18;0,14], $p = 0,79$) (Figure 53).

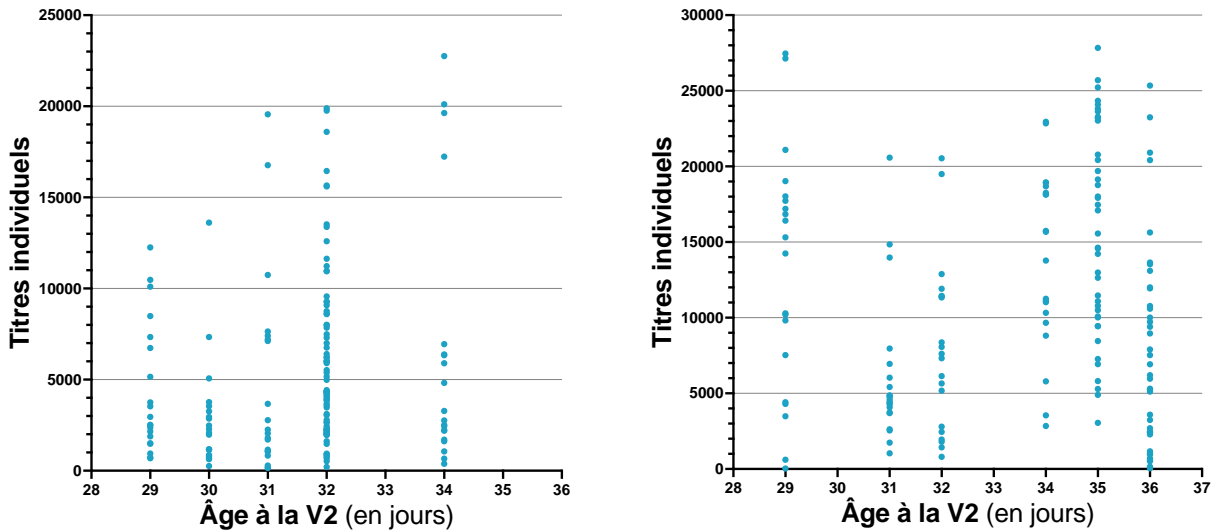


Figure 53. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'âge à la V2 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).

3.2.7. Effet de l'intervalle V1-V2 sur la réponse sérologique anti-H5 à P1

3.2.7.1. Chez les canards de Barbarie

Le titre en anticorps des canards de Barbarie à P1 varie positivement avec l'augmentation de l'intervalle entre les vaccinations, pour des intervalles allant de 16 à 22 jours (coefficient de Spearman = 0,19, [0,09;0,29], $p < 0,001$) (Figure 54).

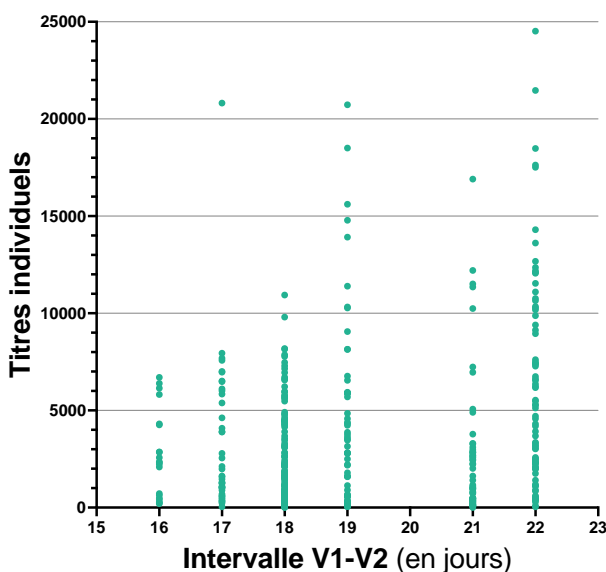


Figure 54. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'intervalle V1-V2 chez les canards de Barbarie.

3.2.7.2. Chez les canards mulards

Le titre en anticorps des canards mulards du Grand Ouest à P1 ne varie pas avec l'intervalle entre les vaccinations, pour des intervalles compris entre 17 et 21 jours (coefficient de Spearman = 0,15, [-0,01;0,30], $p = 0,05$) (**Figure 55**).

En revanche, pour les canards mulards du Sud-Ouest, ce titre varie positivement avec l'intervalle entre les deux vaccinations, pour des intervalles compris entre 17 et 21 jours (coefficient de Spearman = 0,23 [0,07;0,37], $p = 0,04$).

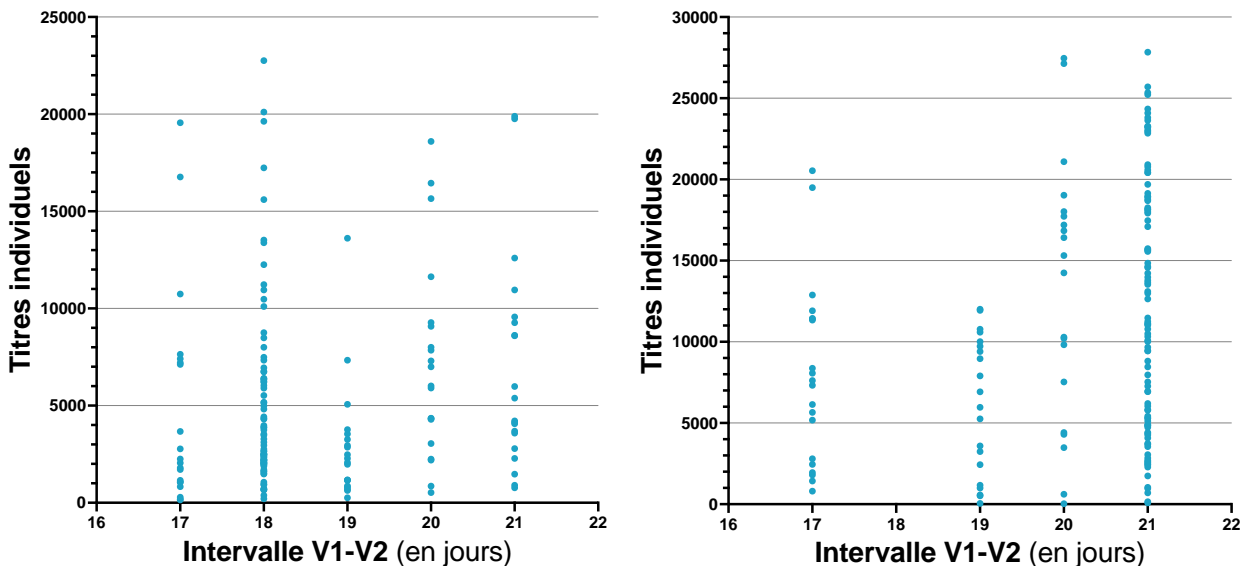


Figure 55. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de l'intervalle V1-V2 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).

3.2.8. Effet d'autres protocoles vaccinaux sur la réponse sérologique anti-H5 à P1

3.2.8.1. Chez les canards de Barbarie

Le titre en anticorps varie significativement selon le protocole vaccinal reçu contre la parvovirose (test de Kruskal-Wallis, $p = 0,04$) (**Figure 56**). Un test *post-hoc* de Dunn a montré que les animaux ayant reçu le protocole PARVOKAN®-PARVOKAN® avaient des titres significativement supérieurs à ceux ayant reçu le protocole DEPARMUNE®-DEPARMUNE® ($p = 0,04$). Ce résultat est fortement influencé par la présence des résultats de l'élevage B07 dans le lot P-P. En l'absence des titres de cet élevage, le test de Kruskal-Wallis ne s'avère pas significatif ($p = 0,53$).

3.2.8.2. Chez les canards mulards

Comme précisé plus haut, 8 des 10 élevages du Sud-Ouest procèdent à une vaccination contre *Pasteurella multocida*, concomitamment à la vaccination contre l'IAHP. Le nombre d'élevages ne pratiquant pas cette vaccination étant faible, il n'est pas possible de conduire d'analyse statistique comparative.

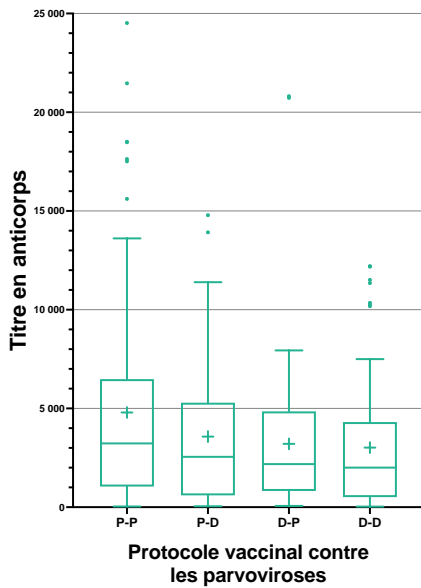


Figure 56. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 à P1 selon le protocole reçu contre les parvoviroses chez les canards de Barbarie.

P-P : PARVOKAN®-PARVOKAN® ; P-D : PARVOKAN®-DEPARMUNE® ; D-P : DEPARMUNE®-PARVOKAN® ; D-D : DEPARMUNE®-DEPARMUNE®

3.2.9. Effet d'évènements pathologiques sur la réponse sérologique anti-H5 à P1

3.2.9.1. Chez les canards de Barbarie

Comme nous l'avons vu plus haut, 8 lots ont été soumis à des évènements pathologiques ayant mené à des examens nécropsiques avant le premier prélèvement. Nous prenons ici en considération les 7 lots parmi eux qui ont eu confirmation de la présence d'un agent pathogène à l'examen bactériologique (B01, B02, B08, B13, B14, B16 et B18).

Aucune différence significative n'est constatée entre les titres en anticorps des animaux dits « malades » et des animaux dits « sains » (test de Mann-Whitney, $p = 0,09$) (Figure 57).

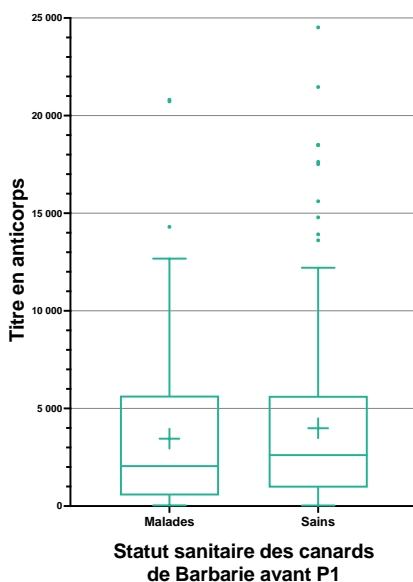


Figure 57. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon le statut sanitaire des animaux avant P1.

« Malades » = au moins une analyse bactériologique positive sur le lot entre la mise en place et P1 ; « Sains » = absence d'analyse bactériologique réalisée sur le lot entre la mise en place et P1.

Au vu des pourcentages de positivité des sérums des animaux « sains » (79,4%) comparés aux animaux « malades » (67,9%), il a été supposé une association entre statut sanitaire des animaux avant P1 et séropositivité des sérums. Un test de Chi2 a révélé une différence significative dans la positivité des sérums des animaux malades et des animaux sains ($\chi^2(1, N = 359) = 6,112, p = 0,01$).

3.2.9.2. Chez les canards mulards

Seuls deux élevages de canards mulards de notre étude ont fait l'objet d'événements pathologiques sur le lot, l'un entre V2 et P1 (M07) et l'autre entre P1 et P2 (M17). Ce nombre limité ne nous permet pas de conduire d'analyses statistiques comparatives entre les lots « malades » et les lots « sains » dans cette espèce.

3.2.10. Effet de traitements antibiotiques sur la réponse sérologique anti-H5 à P1

3.2.10.1. Chez les canards de Barbarie

Les animaux ayant été soumis à une antibiothérapie avant P1 ne présentent pas de titres en anticorps significativement différents de ceux n'en ayant pas reçu (test de Mann-Whitney, $p = 0,53$) (**Figure 58**). De même, le statut de positivité des sérums est indépendant de la prise d'antibiotiques avant P1 ($\chi^2(1, N = 359) = 1,794, p = 0,18$).

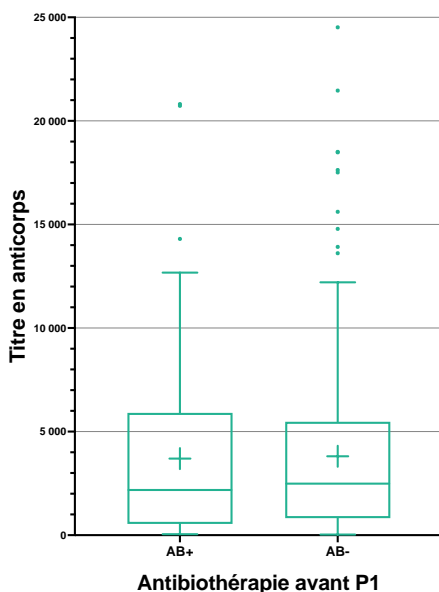


Figure 58. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon que les canards de Barbarie ont fait l'objet (AB+) ou non (AB-) d'une antibiothérapie

3.2.10.2. Chez les canards mulards

Seuls deux lots de notre étude (M11, M17) ont fait l'objet d'une antibiothérapie entre la mise en place et P1. Comme plus haut, ce nombre limité ne nous permet pas de conduire d'analyses statistiques comparatives.

3.2.11. Effet d'interventions zootechniques sur la réponse sérologique anti-H5 à P1

3.2.11.1. Chez les canards de Barbarie

Aucune différence significative n'est observée dans les titres en anticorps entre les animaux ayant subi le traitement des griffes au couvoir et ceux l'ayant subi en élevage lors de la V1 (test de Mann-Whitney, $p = 0,08$) (**Figure 59**). De même, le statut de positivité des sérums n'est pas influencé par cette variable ($\chi^2(1, N = 359) = 2,064, p = 0,15$).

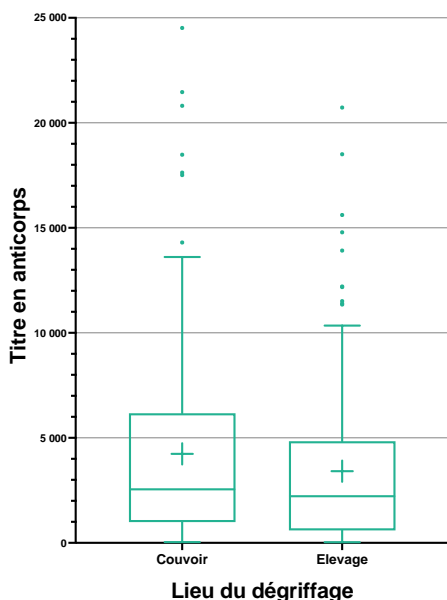


Figure 59. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 chez les canards de Barbarie, selon le lieu de traitement des griffes des animaux.

3.2.11.2. Chez les canards mulards

Le nombre d'élevages représentés ayant recours au traitement des griffes étant faible, aucune analyse statistique n'a pu être menée chez les canards mulards.

3.2.12. Effet de la qualité du démarrage sur la réponse sérologique anti-H5 à P1

3.2.12.1. Chez les canards de Barbarie

Le titre en anticorps des canards de Barbarie à P1 varie positivement avec la mortalité au démarrage (coefficient de Spearman = 0,14, [0,03-0,24], $p = 0,008$) (**Figure 60**). Néanmoins, ce résultat est dépendant des animaux de l'élevage B07, qui présentent des titres en anticorps élevés. Le statut de positivité des sérums n'est pas influencé par la qualité au démarrage ($\chi^2(1, N = 359) = 0,63, p = 0,43$).

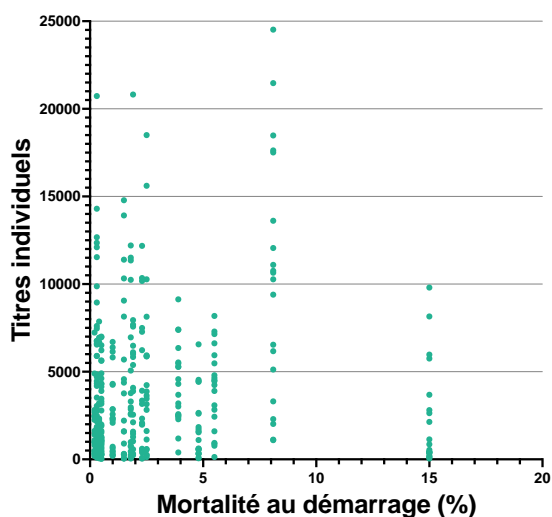


Figure 60. Titres individuels en anticorps à P1 en fonction de la mortalité au démarrage chez les canards de Barbarie.

3.2.12.2. Chez les canards mulards

Compte-tenu des faibles taux de mortalité rapportés dans les lots de canards mulards étudiés, l'analyse effectuée pour les canards de Barbarie n'a pas pu être généralisée ici.

3.2.13. Effet de la taille du lot sur la réponse sérologique anti-H5 à P1

3.2.13.1. Chez les canards de Barbarie

La taille du lot n'influence pas le titre en anticorps à P1 chez les canards de Barbarie (coefficient rho de Spearman = -0,05 [-0,15;0,06], $p = 0,37$).

3.2.13.2. Chez les canards mulards

La taille du lot n'influence pas le titre en anticorps à P1 chez les canards mulards que ce soit pour les élevages du Grand Ouest (rho de Spearman = 0,01 [-0,15-0,17], $p = 0,89$) ou pour les élevages du Sud-Ouest (rho de Spearman = - 0,08 [-0,24-0,08], $p = 0,32$).

3.3. Facteurs influençant la réponse sérologique anti-H5 à P2

3.3.1. Effet de l'espèce sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

Les titres en anticorps anti-H5 des canards de Barbarie et des canards mulards sont significativement différents à P2 (test de Mann-Whitney, $p < 0,001$) (**Figure 61**). Chez les canards de Barbarie, le titre en anticorps dirigé contre la protéine H5 est en moyenne de 1602 ($n = 360$, écart-type : 2252) contre 5227 chez les canards mulards ($n = 320$, écart-type : 5487).

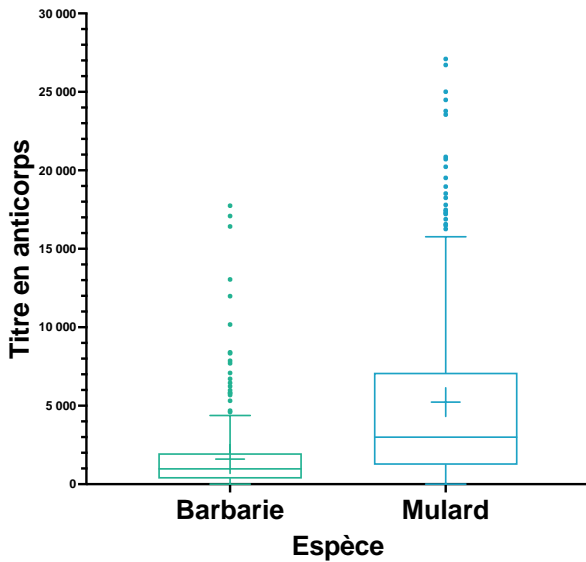


Figure 61. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon l'espèce à P2 (Barbarie vs. mulard).

3.3.2. Effet du bassin de production sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

Les titres en anticorps individuels à P2 sont significativement différents entre les animaux des élevages du bassin Sud-Ouest et ceux du bassin Grand Ouest (test de Mann-Whitney, $p < 0,001$) (**Figure 62**).

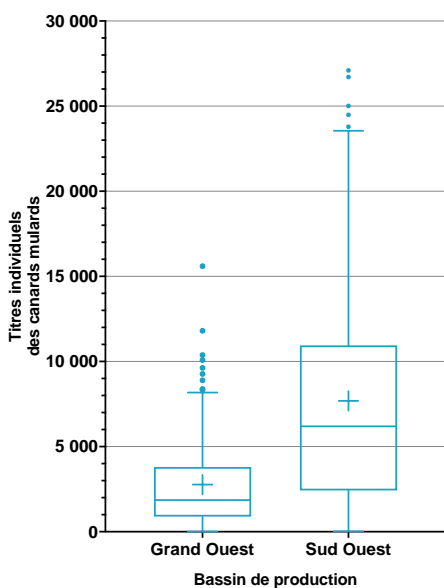


Figure 62. Titres individuels en anticorps à P2 chez les canards mulards en fonction du bassin de production d'implantation de l'élevage.

3.3.3. Effet de l'élevage sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

3.3.3.1. Chez les canards de Barbarie

Le titre en anticorps varie significativement en fonction des élevages de canards de Barbarie (test de Kruskal-Wallis, $p < 0,001$) (**Figure 64A**). Le titre moyen des élevages à cette date varie entre 450 (B18) et 3767 (B07) avec des coefficients de variation situés entre 61% (B02) et 161% (B01) (**Tableau XXXV**). Un test post-hoc de Dunn a été réalisé pour comparer deux à deux les titres des élevages (**Tableau XXXVII**) et met en évidence des différences significatives pour les lots B07, B11, B17. Au sein des lots, la distribution des titres est plus resserrée qu'à P1 mais laisse tout de même apparaître une variabilité entre individus (**Figure 64A** et **Annexe 8A**).

Le nombre d'animaux positifs¹⁴ par lot varie entre 2 (B11) et 19 (B07) soit un pourcentage de positivité situé entre 10% et 95% selon les élevages. Le statut de positivité des lots de canards de Barbarie à P2 varie significativement entre les élevages ($\chi^2 (19, N = 399) = 79,40, p < 0,001$).

Tableau XXXV. Titre moyen en anticorps dirigés contre la protéine H5, coefficient de variation (%) et nombre de sérums positifs (n = 20) de chaque lot de canards de Barbarie lors du prélèvement P2.

Élevage	B01	B02	B03	B04	B05	B06	B07	B08	B09	B10
Titre moyen	3097	1835	838	2270	749	1633	3767	1718	1494	2677
CV%	161	61	88	155	79	115	84	73	102	111
Nombre positifs (%pos)	15 (75%)	18 (90%)	8 (40%)	13 (65%)	9 (45%)	13 (65%)	19 (95%)	15 (75%)	13 (65%)	16 (80%)
Élevage	B11	B12	B13	B14	B15	B16	B17	B18	B19	B20
Titre moyen	303	1140	1317	1448	1352	1492	563	450	937	998
CV%	146	78	179	121	84	139	100	98	102	89
Nombre positifs (%pos)	2 (10%)	11 (55%)	8 (40%)	11 (55%)	11 (55%)	8 (40%)	4 (20%)	4 (20%)	10 (50%)	10 (50%)

3.3.3.2. Chez les canards mulards

Le titre en anticorps varie également significativement à P2 entre les élevages de canards mulards (test de Kruskal-Wallis, $p < 0,001$) (**Figure 64B**). Le titre moyen des élevages varie entre 1516 (M02) et 16747 (M04) avec des coefficients de variation situés entre 43 (M04) et 138% (M12) (**Tableau XXXVI**). Le nombre de lots présentant des différences significatives dans les titres augmentent par rapport à P1 (**Tableau XXXVIII**). La distribution des titres laisse apparaître une importante variabilité inter-individuelle (**Figure 64B** et **Annexe 8B**).

Le nombre d'animaux positifs par lot est situé entre 13 et 20 soit un pourcentage de positivité situé entre 65% (M02) et 100% (9 élevages) selon les élevages. Contrairement à ce qui était observé à P1, le statut de positivité des lots de canards mulards varie significativement entre les élevages à P2 ($\chi^2 (3, N = 400) = 11,39, p = 0,01$).

¹⁴ Pour rappel, selon le fabricant du kit ELISA utilisé, un sérum individuel est dit « positif » si son titre en anticorps dépasse le seuil de 732.

Tableau XXXVI. Titre moyen en anticorps dirigés contre la protéine H5, coefficient de variation (%) et nombre de sérums positifs (n = 20) de chaque lot de canards mulards lors du prélèvement P2.

Élevage	M01	M02	M03	M04	M05	M06	M07	M08	M09	M10
Titre moyen	7855	1516	2475	16747	4409	3549	2576	2146	2290	3193
CV%	71	126	103	43	87	71	89	70	96	103
Nombre positifs (%pos)	20 (100%)	13 (65%)	16 (80%)	20 (100%)	20 (100%)	18 (90%)	18 (95%)	16 (80%)	16 (80%)	16 (80%)
Élevage	M11	M12	M13	M14	M15	M16	M17	M18	M19	M20
Titre moyen	6455	4114	15638	3081	9157	9378	5207	8451	7517	7716
CV%	68	138	45	116	69	59	87	54	98	91
Nombre positifs (%pos)	19 (95%)	14 (70%)	20 (100%)	15 (75%)	20 (100%)	20 (100%)	18 (90%)	20 (100%)	20 (100%)	20 (100%)

3.3.4. Effet de l'âge à la V1 sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

3.3.4.1. Chez les canards de Barbarie

Lors du prélèvement 2, le titre en anticorps des canards de Barbarie ne varie pas avec l'âge à la V1, pour des âges allant de 11 à 18 jours (rho de Spearman = -0,03, [-0,13;0,07], p = 0,55) (**Figure 63**).

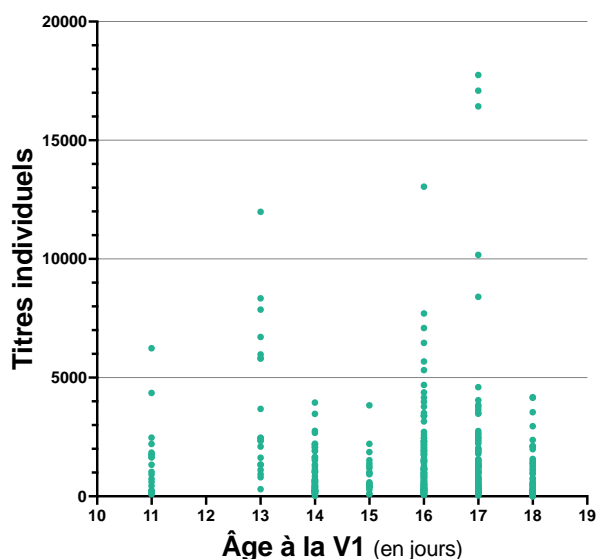


Figure 63. Titres individuels en anticorps à P2 en fonction de l'âge à la V1 chez les canards de Barbarie.

3.3.4.2. Chez les canards mulards

Lors du prélèvement 2, le titre en anticorps des canards mulards varie négativement avec l'âge à la V1 pour les canards du Sud-Ouest (âges allant de 9 à 17 jours, coefficient de Spearman = -0,22 [-0,37;-0,06], p = 0,005) mais ne varie avec l'âge à la V1 pour les canards du Grand Ouest (âges allant de 11 à 16 jours, coefficient de Spearman = 0,10 [-0,06;0,26], p = 0,19) (**Figure 65**).

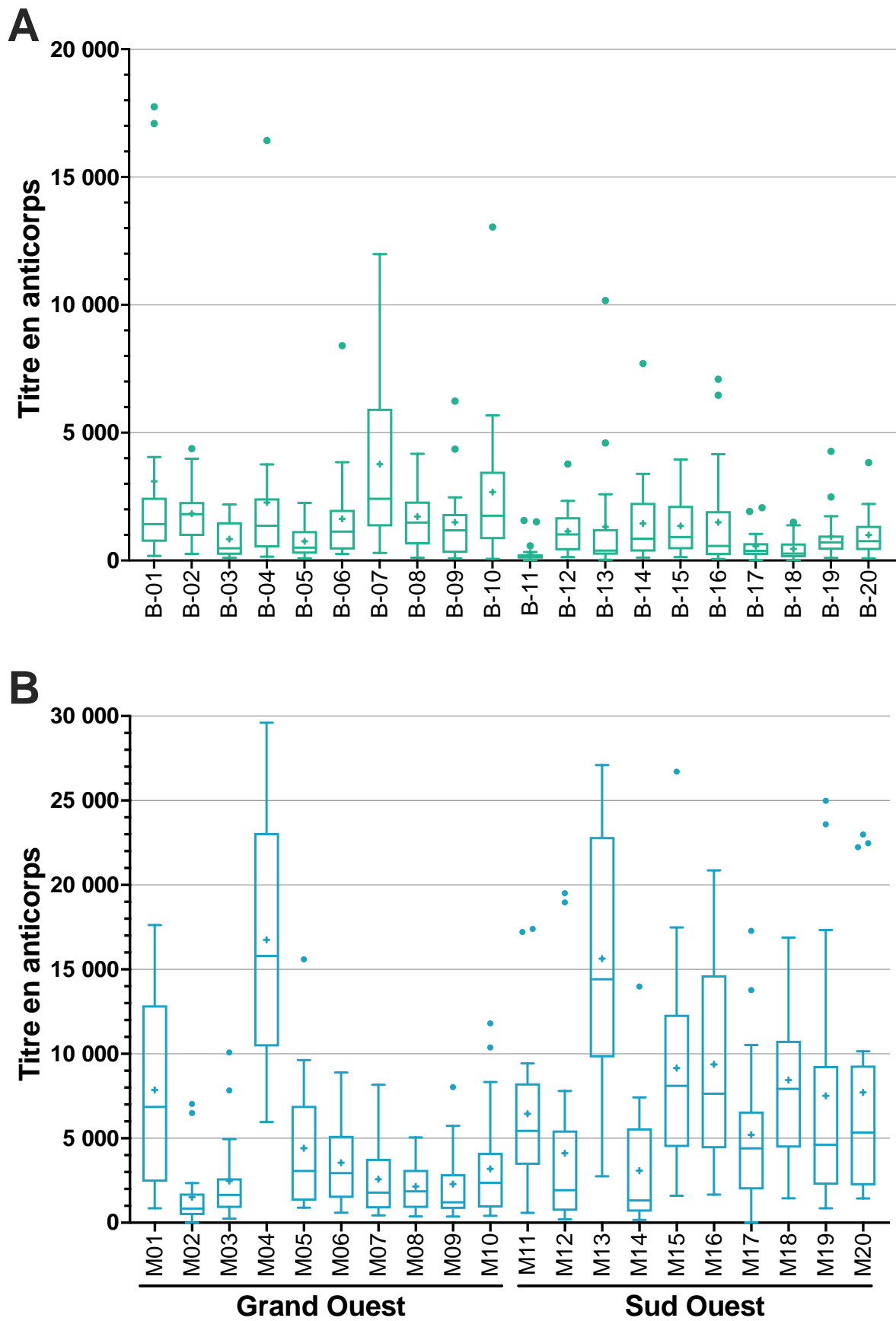


Figure 64. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 dans les élevages de canards de Barbarie (A) et les élevages de canards mulards (B) lors du prélèvement 2.

B 02	B 03	B 04	B 05	B 06	B 07	B 08	B 09	B 10	B 11	B 12	B 13	B 14	B 15	B 16	B 17	B 18	B 19	B 20	
-	-	-	-	-	-	-	-	-	***	-	-	-	-	-	-	*	-	-	B01
	-	-	-	-	-	-	-	-	***	-	-	-	-	-	-	-	-	-	B02
		-	-	-	**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	*	*	-	-	B03
			-	-	-	-	-	-	***	-	-	-	-	-	-	*	-	-	B04
				-	**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	B05
					-	-	-	-	**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	B06
						-	-	-	***	-	**	-	-	-	***	***	*	-	B07
							-	-	***	-	-	-	-	-	-	*	-	-	B08
								-	*	-	-	-	-	-	-	-	-	-	B09
									***	-	-	-	-	-	*	**	-	-	B10
										*	-	*	**	-	-	-	-	-	B11
											-	-	-	-	-	-	-	-	B12
												-	-	-	-	-	-	-	B13
													-	-	-	-	-	-	B14
														-	-	-	-	-	B15
															-	-	-	-	B16
																-	-	-	B17
																	-	-	B18
																		-	B19

Tableau XXXVII. Table de comparaison des titres en anticorps des 20 élevages de canards de Barbarie lors du prélèvement P2.

Test *post-hoc* de Dunn, * : $p < 0,05$, ** : $p < 0,01$, *** : $p < 0,001$

M 02	M 03	M 04	M 05	M 06	M 07	M 08	M 09	M 10	M 11	M 12	M 13	M 14	M 15	M 16	M 17	M 18	M 19	M 20	
***	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	M01
	-	***	-	-	-	-	-	-	**	-	***	-	***	***	-	***	**	**	M02
		***	-	-	-	-	-	-	-	-	***	-	**	**	-	***	-	-	M03
			***	***	***	***	***	***	-	***	-	***	-	-	**	-	-	-	M04
				-	-	-	-	-	-	-	**	-	-	-	-	-	-	-	M05
					-	-	-	-	-	-	***	-	-	-	-	-	-	-	M06
						-	-	-	-	-	***	-	***	**	-	*	-	-	M07
							-	-	-	-	***	-	**	**	-	**	-	-	M08
								-	-	-	***	-	**	**	-	**	-	-	M09
									-	-	***	-	-	*	-	-	-	-	M10
										-	-	-	-	-	-	-	-	-	M11
											***	-	-	*	-	-	-	-	M12
												***	-	-	*	-	-	-	M13
													*	**	-	*	-	-	M14
														-	-	-	-	-	M15
															-	-	-	-	M16
																-	-	-	M17
																	-	-	M18
																		-	M19

Tableau XXXVIII. Table de comparaison des titres en anticorps des 20 élevages de canards mulards lors du prélèvement P2.

Test *post-hoc* de Dunn, * : $p < 0,05$, ** : $p < 0,01$, *** : $p < 0,001$

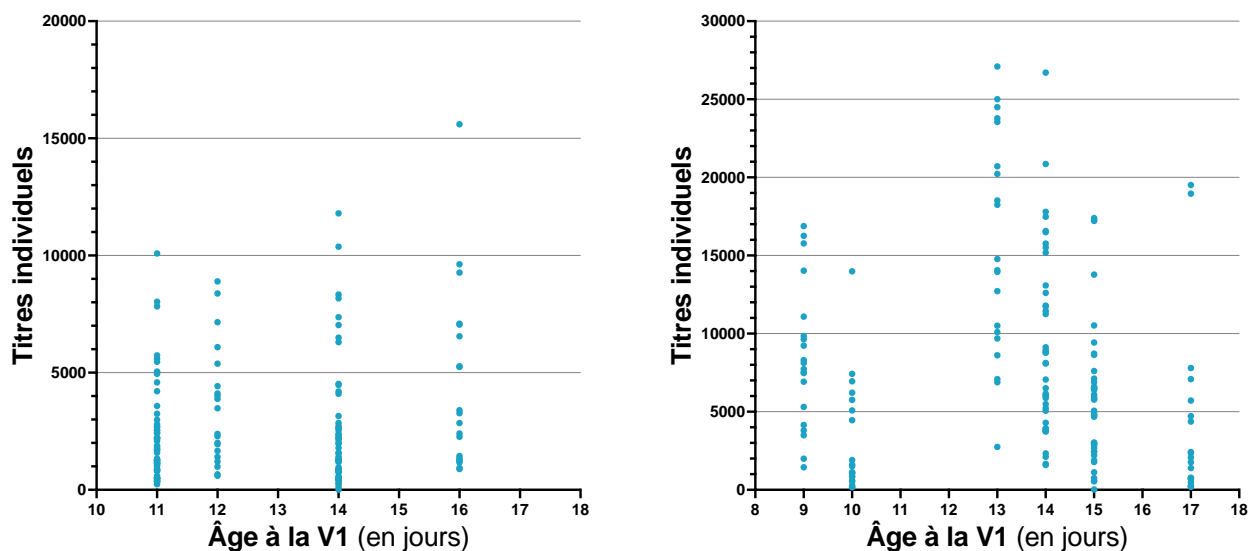


Figure 65. Titres individuels en anticorps à P2 selon l'âge à la V1 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).

3.3.5. Effet de l'âge à la V2 sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

3.3.5.1. Chez les canards de Barbarie

Le titre en anticorps des canards de Barbarie à P2 ne varie pas avec l'âge à la V2, pour des âges allant de 29 à 40 jours (coefficient rho de Spearman = 0,08, [-0,02;0,19], $p = 0,21$) (Figure 66).

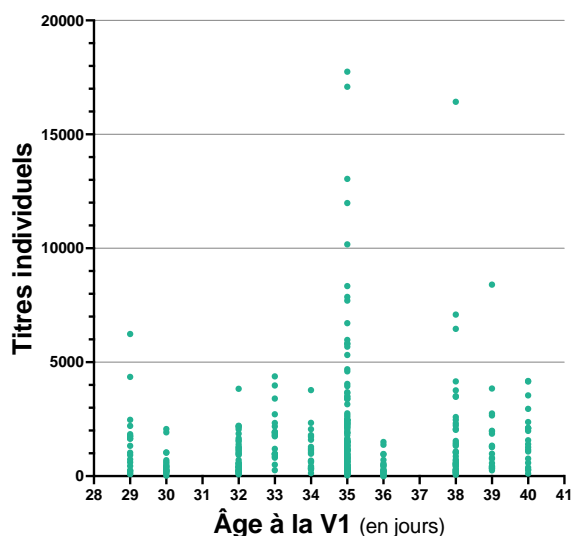


Figure 66. Titres individuels en anticorps à P2 en fonction de l'âge à la V2 chez les canards de Barbarie.

3.3.5.2. Chez les canards mulards

Lors du prélèvement 2, le titre en anticorps des canards mulards varie positivement avec l'âge à la V2 pour les canards du Grand Ouest (pour des âges allant de 29 à 34 jours, coefficient de Spearman = 0,25 [0,09;0,39], $p = 0,002$). En revanche, il ne varie pas pour les canards du Sud-Ouest (pour des âges allant de 29 à 36 jours, coefficient de Spearman = -0,11 [-0,26;0,05], $p = 0,17$) (Figure 67).

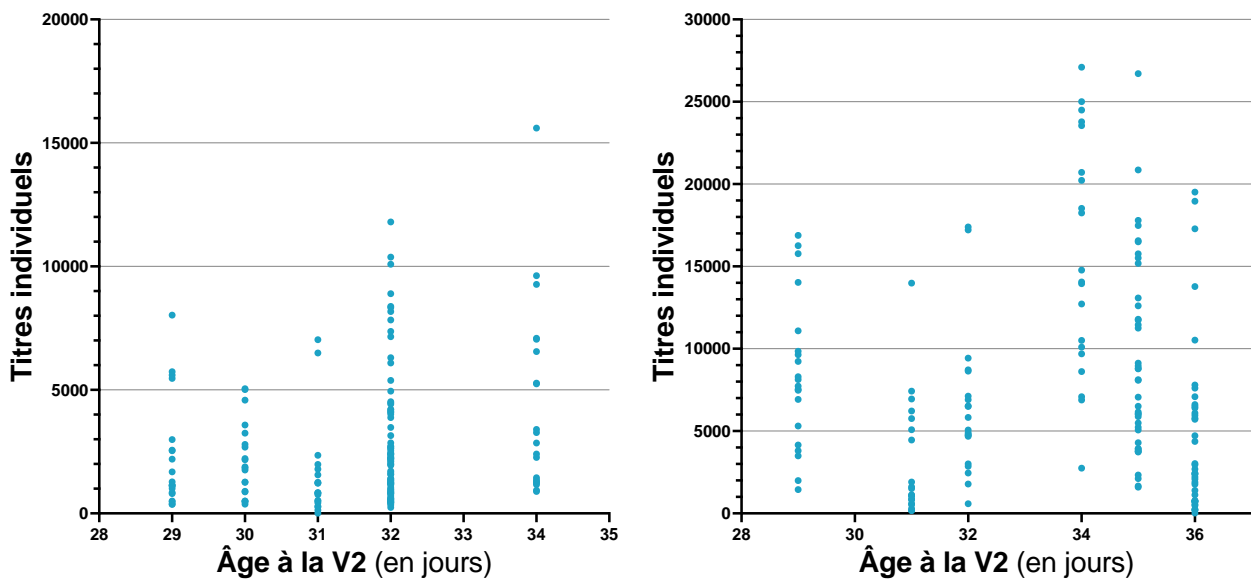


Figure 67. Titres individuels en anticorps à P2 en fonction de l'âge à la V2 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).

3.3.6. Effet de l'intervalle V1-V2 sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

3.3.6.1. Chez les canards de Barbarie

Le titre en anticorps des canards de Barbarie à P2 varie positivement avec l'augmentation de l'intervalle V1-V2, pour un nombre de jours entre les vaccinations allant de 16 à 22 (coefficient de Spearman = 0,19, [0,09;0,28], $p < 0,001$) (Figure 68).

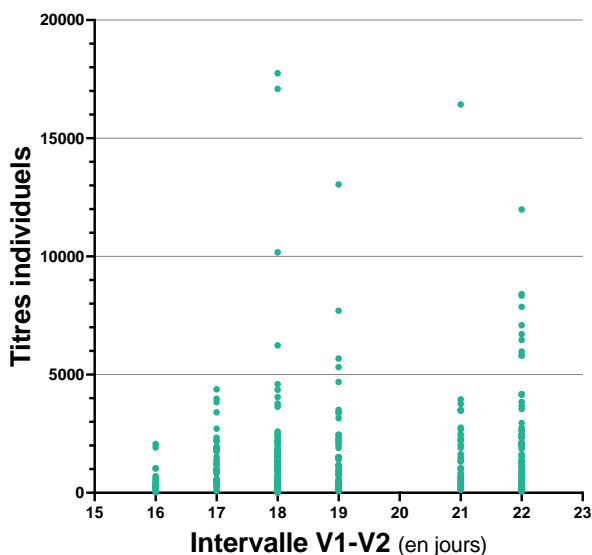


Figure 68. Titres individuels en anticorps à P2 en fonction de l'intervalle V1-V2 chez les canards de Barbarie.

3.3.6.2. Chez les canards mulards

Lors du prélèvement 2, le titre en anticorps des canards mulards ne varie pas avec l'intervalle V1-V2 ni pour les canards du Sud-Ouest (pour des intervalles allant de 17 à 21 jours, coefficient de Spearman = 0,15 [-0,01;0,3], $p = 0,06$) ni pour les canards du Grand Ouest (âges allant de 17 à 21 jours, coefficient de Spearman = 0,14 [-0,02;0,30], $p = 0,07$) (Figure 69).

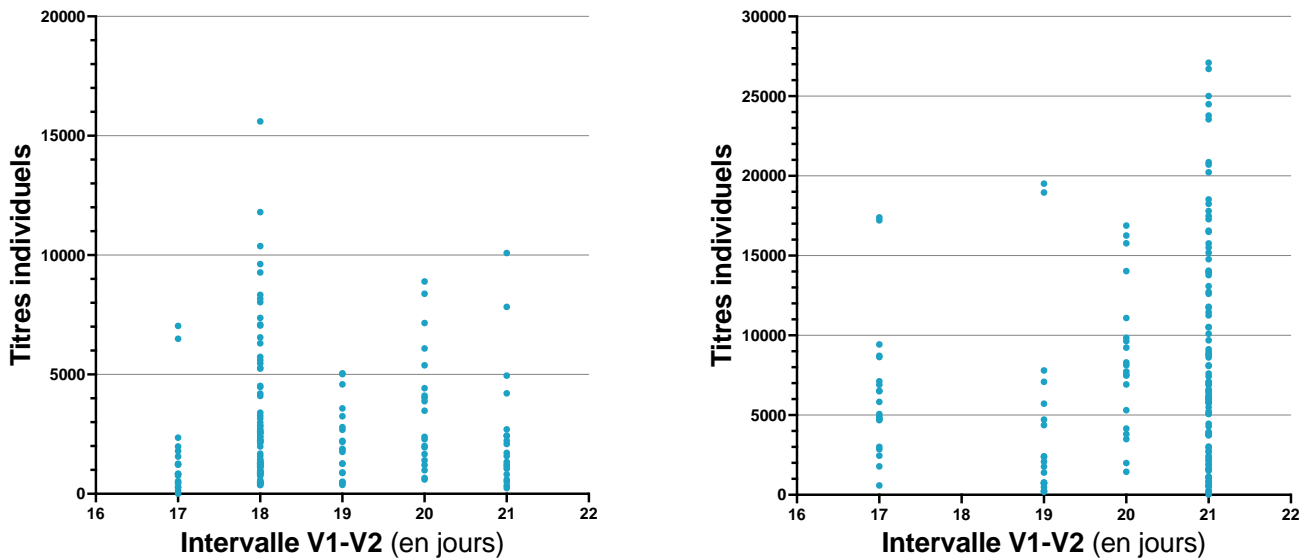


Figure 69. Titres individuels en anticorps à P2 en fonction de l'intervalle V1-V2 chez les canards mulards du Grand Ouest (gauche) et du Sud-Ouest (droite).

3.3.7. Effet d'autres protocoles vaccinaux sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

3.3.7.1. Chez les canards de Barbarie

Le titre en anticorps à P2 ne varie pas selon le protocole vaccinal reçu contre la parvovirose (test de Kruskal-Wallis, $p = 0,13$) (Figure 70).

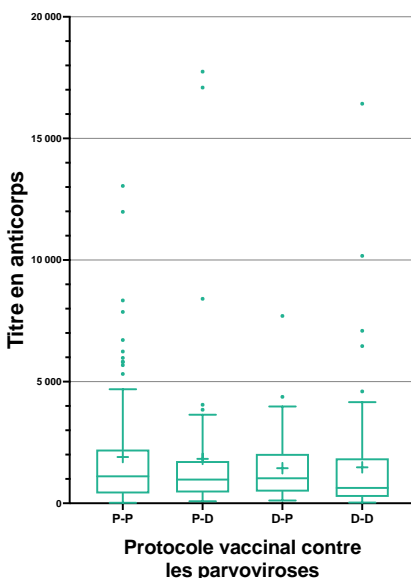


Figure 70. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 à P2 selon le protocole reçu contre les parvoviroses chez les canards de Barbarie.

P-P : PARVOKAN®-PARVOKAN® ; P-D : PARVOKAN®-DEPARMUNE® ; D-P : DEPARMUNE®-PARVOKAN® ; D-D : DEPARMUNE®-DEPARMUNE®

3.3.7.2. Chez les canards mulards

Comme précisé plus haut, 8 des 10 élevages du Sud-Ouest procèdent à une vaccination contre *Pasteurella multocida*, concomitamment à la vaccination contre l'IAHP. Le faible nombre d'élevages ne pratiquant pas cette vaccination étant faible, il n'est pas possible de conduire d'analyse statistique comparative.

3.3.8. Effet d'évènements pathologiques sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

3.3.8.1. Chez les canards de Barbarie

Aucune différence significative n'est constatée entre les titres en anticorps des animaux dits « malades » et des animaux dits « sains » (test de Mann-Whitney, $p = 0,57$) (**Figure 71**). À P2, la positivité des sérums est indépendante du statut pathologique des lots ($\chi^2(1, N = 360) = 0,06, p = 0,81$).

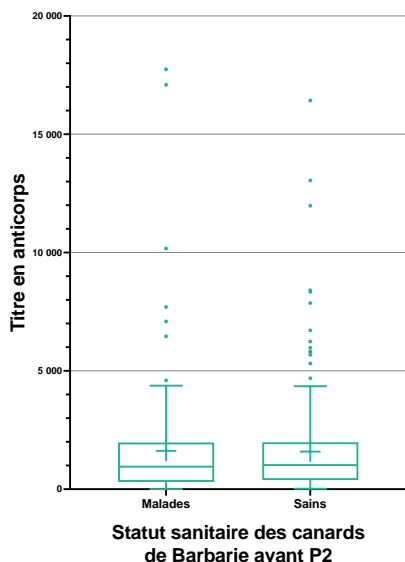


Figure 71. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon le statut sanitaire des canards de Barbarie.

3.3.8.2. Chez les mulards

Seuls deux élevages de canards mulards de notre étude ont fait l'objet d'évènements pathologiques sur le lot, l'un entre V2 et P2 (M07, M17). Ce nombre limité ne nous permet pas de conduire d'analyses statistiques comparatives entre les lots « malades » et les lots « sains » dans cette espèce.

3.3.9. Effet de traitements antibiotiques sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

3.3.9.1. Chez les canards de Barbarie

Les animaux ayant été soumis à une antibiothérapie avant P2 ne présentent pas de titres en anticorps significativement différents de ceux n'en ayant pas reçu (test de Mann-Whitney, $p = 0,15$) (**Figure 72**). De même, le statut de positivité des sérums est indépendant de la prise d'antibiotiques avant P1 ($\chi^2(1, N = 360) = 0,08, p = 0,77$).

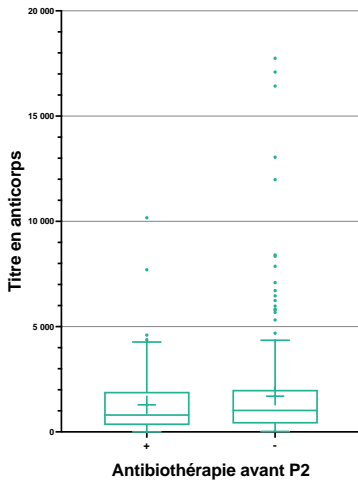


Figure 72. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 selon que les canards de Barbarie ont fait l'objet (AB+) ou non (AB-) d'une antibiothérapie

3.3.9.2. Chez les canards mulards

Seuls deux lots de notre étude (M11, M17) ont fait l'objet d'une antibiothérapie entre la mise en place et P2. Comme plus haut, ce nombre limité ne nous permet pas de conduire d'analyses statistiques comparatives.

3.3.10. Effet d'interventions zootechniques sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

3.3.10.1. Chez les canards de Barbarie

Les titres en anticorps des animaux ayant subi un dégriffage au couvoir ou en élevage sont significativement différents à P2 (test de Mann-Whitney, $p < 0,001$) (Figure 73). De même, la positivité des sérums dépend du lieu de dégriffage à P2 ($\chi^2(1, N = 360) = 8,31, p = 0,004$).

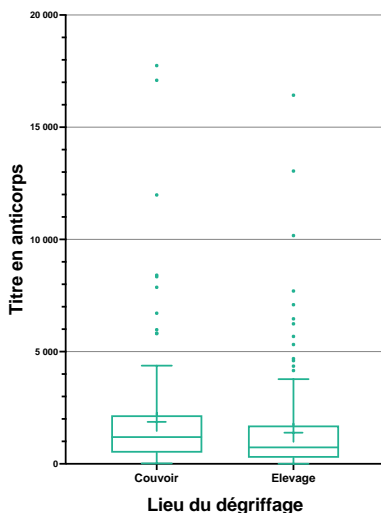


Figure 73. Titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 chez les canards de Barbarie à P2, selon le lieu de dégriffage des animaux.

3.3.10.2. Chez les canards mulards

Le nombre d'élevages représentés ayant recours au traitement des griffes étant faible, aucune analyse statistique n'a pu être menée chez les canards mulards.

3.3.11. Effet de la qualité du démarrage sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

3.3.11.1. Chez les canards de Barbarie

Le titre en anticorps des canards de Barbarie à P2 ne varie pas avec la mortalité au démarrage (coefficient de Spearman = -0,01, [-0,12-0,09], $p = 0,81$). Le statut de positivité des sérums n'est pas influencé par la qualité au démarrage ($\chi^2(1, N = 360) = 0,57, p = 0,45$).

3.3.11.2. Chez les canards mulards

Compte-tenu des faibles taux de mortalité rapportés dans les lots de canards mulards étudiés, l'analyse effectuée pour les canards de Barbarie n'a pas pu être généralisée ici.

3.3.12. Effet de la taille du lot sur la réponse sérologique anti-H5 à P2

3.3.12.1. Chez les canards de Barbarie

Le titre en anticorps varie positivement avec la taille du lot chez les canards de Barbarie (coefficient rho de Spearman = 0,14 [0,04;0,24], $p = 0,007$) (**Figure 74**).

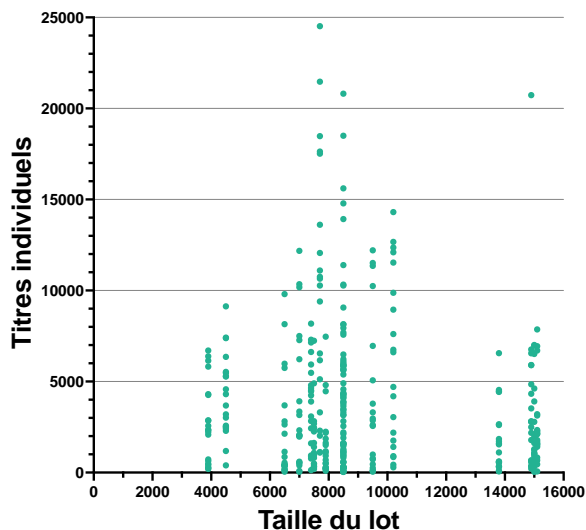


Figure 74. Titres individuels en anticorps dirigés contre la protéine H5 à P2 selon la taille du lot.

3.3.12.2. Chez les canards mulards

Le titre en anticorps à P2 ne varie pas avec la taille du lot chez les canards mulards que ce soit pour les élevages du Grand Ouest (rho de Spearman = 0,13 [-0,03-0,28], $p = 0,11$) ou pour les élevages du Sud-Ouest (rho de Spearman = -0,10 [-0,26-0,06], $p = 0,20$).

3.4. Évolution de la réponse sérologique entre P1 et P2

3.4.1. En élevages de canards de Barbarie

3.4.1.1. Sur le titre en anticorps

Entre les deux prélèvements, le titre moyen diminue pour 19 des 20 élevages de canards de Barbarie (**Tableau XXXIX** et **Figure 77A**) avec des pourcentages de diminution situés entre -18,5% (B13) et -83% (B11). L'évolution des titres est significative dans 12 élevages (tests de Mann-Whitney).

Tableau XXXIX. Évolution des titres en anticorps anti-H5 dans les élevages de canards de Barbarie entre P1 et P2.

Élevage	B01	B02	B03	B04	B05	B06	B07	B08	B09	B10
Évolution du titre moyen (et en %)	+1272 (+69,7)	-2813 (-60,5)	-1836 (-68,7)	-1674 (-42,4)	-3919 (-84)	-2592 (-61,3)	-6490 (-63,3)	-4408 (-72)	-2501 (-62,6)	-2118 (-44,2)
Différence significative ?	-	*	**	-	*	***	**	**	***	-
p value	0.51	0.03	0.004	0.30	0.02	< 0.001	0.002	0.002	< 0.001	0.15
Élevage	B11	B12	B13	B14	B15	B16	B17	B18	B19	B20
Évolution du titre moyen (%)	-1468 (-82,9)	-1382 (-54,8)	-300 (-18,5)	-2362 (-62,0)	-425 (-23,9)	-2345 (-61,1)	-2131 (-79,1)	-1849 (-80,4)	-960 (-50,6)	-1228 (-55,2)
Différence significative ?	-	**	-	*	-	*	***	*	-	-
p-value	0.08	0.007	0.21	0.01	0.57	0.02	< 0.001	0.02	0.84	0.07

Le titre moyen en anticorps à P2 varie positivement avec le titre moyen en anticorps à P1 (coefficient de Spearman = 0,52, [0,09-0,8], $p = 0,02$) (**Figure 75**). Autrement dit, les lots avec les titres moyens les plus élevés à P1 sont ceux qui présentent généralement les titres moyens les plus élevés à P2. Une régression linéaire multiple a également mis en évidence que le titre moyen à P2 dépendait significativement du titre moyen à P1 sans dépendre significativement de l'intervalle entre les deux prélèvements (autrement dit, dans notre étude, le délai entre les deux prélèvements n'impactent pas le titre moyen à P2).

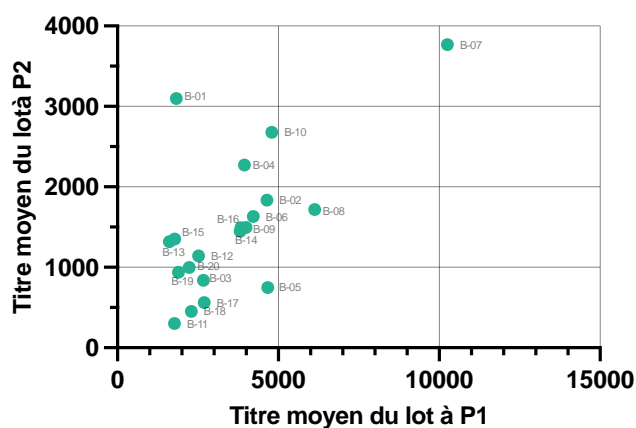


Figure 75. Titre moyen de chaque lot de canards de Barbarie à P2 en fonction de son titre moyen à P1

3.4.1.2. Sur la positivité des sérums

La séropositivité a diminué significativement entre les deux prélèvements dans 6 élevages sur 20 (tests de χ^2) (Tableau XL).

Tableau XL. Évolution de la positivité des sérums dans les élevages de canards de Barbarie entre P1 et P2.

Élevage	B01	B02	B03	B04	B05	B06	B07	B08	B09	B10
Évolution du % de positifs (en points de %)	20	5	-40	-5	-25	-30	-5	-15	-30	5
Différence significative ?	-	-	**	-	-	*	-	-	*	-
p value	0.18	0.63	0.01	0.74	0.11	0.02	0.31	0.21	0.02	0.70
Élevage	B11	B12	B13	B14	B15	B16	B17	B18	B19	B20
Evolution du %pos (en points de %)	-25	-30	-15	-15	-13	-30	-45	-30	5	-20
Différence significative ?	-	*	-	-	-	-	**	*	-	-
p value	0.06	0.04	0.34	0.33	0.39	0.06	0.004	0.05	0.75	0.20

3.4.1. En élevages de canards mulards

3.4.1.1. Sur le titre en anticorps

Entre les deux prélèvements, le titre moyen diminue pour 14 des 20 élevages de canards de Barbarie (Tableau XLI et Figure 77B). Les titres augmentent significativement pour M04, dans un contexte de circulation virale à A(H5Nx) sur le lot. La diminution est significative dans 8 élevages (M02, M03, M06, M07, M09, M14, M15, M18) (tests de Mann-Whitney).

Tableau XLI. Évolution des titres en anticorps anti-H5 dans les élevages de canards mulards entre P1 et P2.

Élevage	M01	M02	M03	M04	M05	M06	M07	M08	M09	M10
Evolution du titre moyen (et en %)	+2611 (+49,8)	-3256 (-68,2)	-4449 (-64,2)	+13341 (+391,6)	-2138 (-32,7)	-3681 (-50,9)	-2104 (-45)	-750 (-25,9)	-2087 (-47,7)	-2014 (-38,7)
Différence significative ?	-	*	***	***	-	*	**	-	*	-
p value	0.09	0.01	< 0.001	< 0.001	0.66	0.01	0.004	0.58	0.03	0.12
Élevage	M11	M12	M13	M14	M15	M16	M17	M18	M19	M20
Evolution du titre moyen (%)	-1474 (-18,6)	-1985 (-32,6)	+1814 (+13,12)	-3053 (-49,77)	-10231 (-52,8)	-2361 (-20,1)	-3880 (-42,7)	-4607 (-35,3)	-1417 (-15,9)	-3509 (-31,3)
Différence significative ?	-	-	-	*	***	-	-	*	-	-
p-value	0.39	0.05	0.44	0.01	< 0.001	0.26	0.34	0.04	0.19	0.06

Comme pour les élevages de canards de Barbarie, le titre moyen en anticorps des élevages de canards mulards à P2 varie positivement avec le titre moyen en anticorps à P1 (coefficient de Spearman = 0,89, [0,70-0,96], $p < 0,001$) (**Figure 76**).

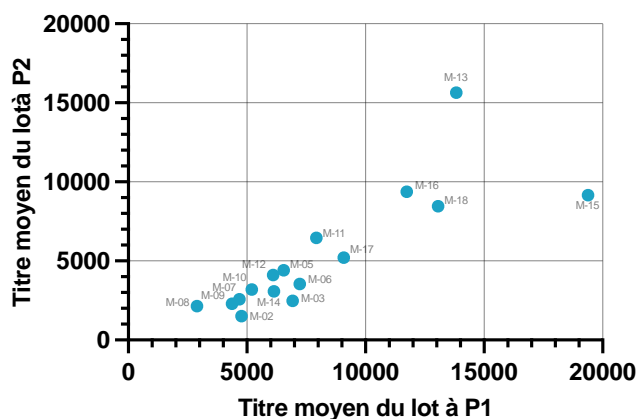


Figure 76. Titre moyen de chaque lot de canards mulards à P2 en fonction de son titre moyen à P1

3.4.1.2. Sur la positivité des sérums

Le nombre de sérums positifs a diminué significativement entre les deux prélèvements dans 2 élevages sur 20 (tests de χ^2). Il reste au niveau maximal (100%) dans 5 élevages du Sud-Ouest (M13, M15, M16, M19, M20) et atteint ce niveau pour 3 élevages du Grand Ouest (M01, M04, M05) (**Tableau XLII**). On retrouve dans ces lots ceux pour lesquels une circulation virale a été détectée (M01, M04, M19, M20).

Tableau XLII. Évolution de la positivité des sérums dans les élevages de canards mulards entre P1 et P2.

Élevage	M01	M02	M03	M04	M05	M06	M07	M08	M09	M10
Évolution du % de positifs (en points de %)	5	-20	-20	10	10	-5	-5	-10	-10	-10
Différence significative ?	-	-	*	-	-	-	-	-	-	-
p value	0.31	0.14	0.04	0.15	0.15	0.55	0.15	0.68	0.28	0.38
Élevage	M11	M12	M13	M14	M15	M16	M17	M18	M19	M20
Évolution du % de positifs (en points de %)	-5	-15	0 %	-25	0 %	0 %	5	10	0 %	0 %
Différence significative ?	-	-	/	*	/	/	-	-	/	/
p value	0.31	0.26	/	0.02	/	/	0.63	0.15	/	/

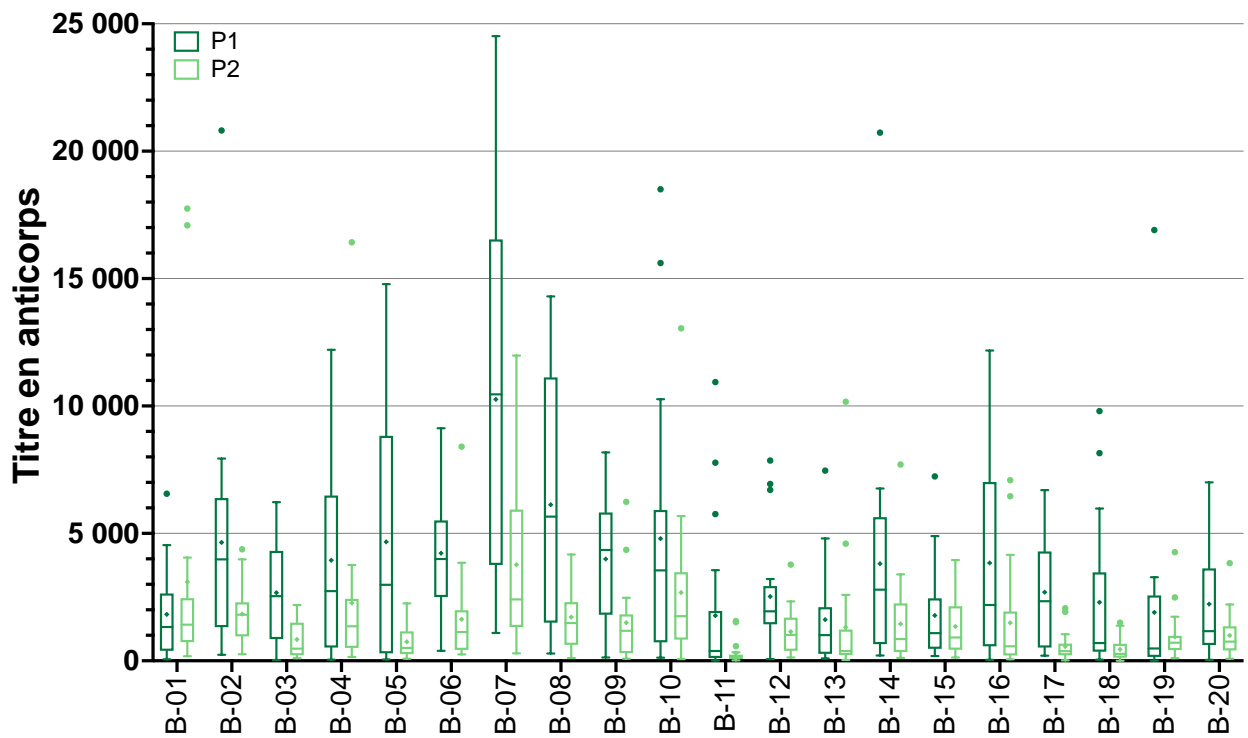
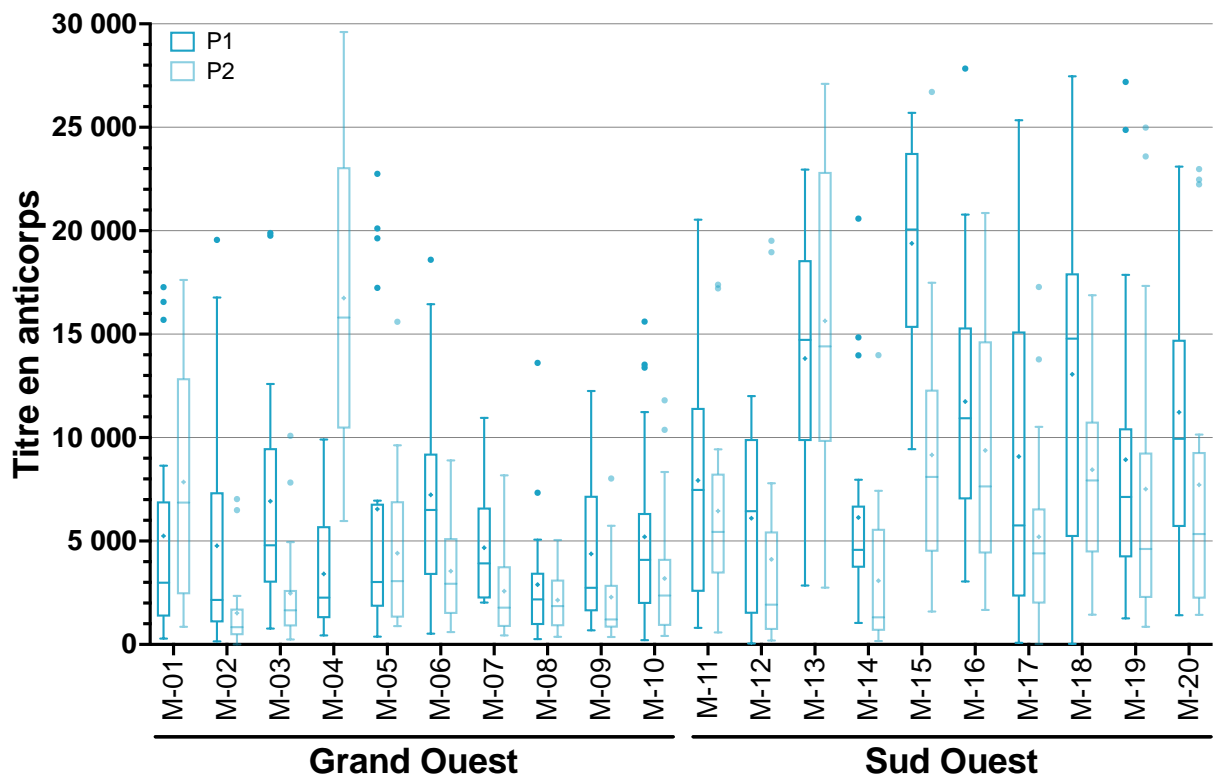
A**B**

Figure 77. Évolution des titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 dans les élevages de canards de Barbarie (A) et les élevages de canards mulards (B) entre les deux prélèvements P1 et P2.

3.5. Synthèse des résultats

Tableau XLIII. Synthèse des résultats des analyses statistiques à P1

	Barbarie	Mulard
Espèce	O (M > B)	
Elevage	O	O
ELISA NP+	<i>N/A</i>	O
Bassin de production	<i>N/A</i>	O (Sud-Ouest > Grand Ouest)
Autres protocoles vaccinaux	O (N sans les résultats de B07)	<i>N/A</i>
Âge V1	N ¹	Grand Ouest : N ² Sud-Ouest : O ³ , variation négative
Âge V2	N ⁴	Grand Ouest : O ⁵ , variation positive Sud-Ouest : N ⁶
Intervalle V1-V2	O ⁷ , variation positive	Grand Ouest : N ⁸ Sud-Ouest : O ⁹ , variation positive
Evenement pathologique / antibiothérapie	N (titres) O (positivité titres)	<i>N/A</i>
Mortalité au démarrage	O , variation positive (N sans les résultats de B07)	<i>N/A</i>
Traitement des griffes	N	<i>N/A</i>
Taille du lot	N	N

Tableau XLIV. Synthèse des résultats des analyses statistiques à P2

	Barbarie	Mulard
Espèce	O (M > B)	
Elevage	O	O
ELISA NP+	<i>N/A</i>	O
Bassin de production	<i>N/A</i>	O (SO > GO)
Autres protocoles vaccinaux	N	<i>N/A</i>
Âge V1	N ¹	Grand Ouest : N ² Sud-Ouest : O ³ , variation négative
Âge V2	N ⁴	Grand Ouest : O ⁵ , variation positive Sud-Ouest : N ⁶
Intervalle V1-V2	O ⁷ , variation positive	N
Evenement pathologique / antibiothérapie	N	<i>N/A</i>
Mortalité au démarrage	N	<i>N/A</i>
Traitement des griffes	O	<i>N/A</i>
Taille du lot	O , variation positive	N

O : variation significative / N : absence de variation significative

¹ Pour des âges allant de 11 à 18 j
² Pour des âges allant de 11 à 16 j
³ Pour des âges allant de 9 à 17 j
⁴ Pour des âges allant de 29 à 40 j
⁵ Pour des âges allant de 29 à 34 j
⁶ Pour des âges allant de 29 à 36 j
⁷ Pour des intervalles entre 16 et 22 j
⁸ Pour des intervalles entre 17 et 21 j
⁹ Pour des intervalles entre 17 et 21 j

4. Discussion

4.1. Discussion sur les résultats obtenus

4.1.1. L'effet élevage

Les titres en anticorps varient significativement entre les lots, qu'ils soient de canards de Barbarie ou de canards mulards. Des différences entre lots avaient déjà été mises en évidence chez l'espèce *Gallus* sur le terrain dans le cadre de monitoring post-vaccinal influenza aviaire (Tarigan *et al.*, 2018) De nombreux paramètres, zootechniques ou sanitaires, pourraient être à l'origine des différences observées entre élevages. Hofmann *et al.* (2020) ont passé en revue les effets de paramètres environnementaux sur l'immunité d'animaux appartenant à l'espèce *Gallus*. Il ressort de cette étude que la conception de certains logements pourrait être à l'origine de conditions stressantes pour les volailles et entraîner une moins bonne réponse vaccinale. Un environnement enrichi, permettant notamment aux animaux d'avoir une activité physique accrue, serait un élément positif dans le développement d'une réponse immune adéquate. Les programmes lumineux joueraient également un rôle sur la réponse immunitaire avec une implication majeure de la mélatonine dans cette action. La lumière permettrait également aux animaux d'augmenter leur activité physique et influencerait la composition du microbiote chez les poulets dont le rôle dans le système immunitaire aviaire a récemment été étudié. Les titres en anticorps sériques et induits par la vaccination contre la maladie de Newcastle seraient par exemple plus faibles chez les poulets élevés avec un éclairage continu, comparés à ceux avec un éclairage intermittent (Onbasilar & Erol, 2007). House *et al.* (2021) ont également montré que des canards Pékin élevés avec une photopériode de 20h de luminosité et de 4h d'obscurité présentaient des titres en anticorps dirigés contre le virus de la maladie de Newcastle plus élevés comparés à ceux élevés avec une photopériode de 16h de luminosité et de 8h d'obscurité. De même, la teinte de la lumière et en particulier ses variations pendant le développement des poulets permettrait d'augmenter leurs titres en anticorps. Les paramètres d'ambiance comme la qualité de l'air (taux d'ammoniaque, taux de sulfure d'hydrogène) ou encore la température ou l'hygrométrie, peuvent également être à l'origine de variations dans les paramètres immunitaires. L'exposition de poulets à un taux d'ammoniaque trop élevé (26 et 60 ppm) a notamment pu être relié à une diminution des titres en IgA, IgM et IgY basaux ou suite à la vaccination contre la maladie de Newcastle (Whang *et al.*, 2010). Si la plupart des études ont été menées sur l'espèce *Gallus*, certains auteurs ont montré des différences dans les profils de réponse immunitaire entre canards élevés dans des logements avec ou sans accès à l'extérieur (El-Edel *et al.*, 2015) ou entre élevages de type intensifs et extensifs (Inayat *et al.*, 2024). L'alimentation et les suppléments en vitamines ou minéraux peuvent également être des facteurs de variation de la réponse humorale identifiés entre les élevages (Chang *et al.*, 2022). Enfin, des facteurs propres à l'acte vaccinal tels que la technique de vaccination, les conditions de stockage et de préparation des vaccins ou encore les calendriers vaccinaux pourraient également expliquer les différences constatées entre élevages. Les données obtenues pour deux élevages où des doutes sur la bonne réalisation de l'acte vaccinal (B11, B19) avaient été émis renforcent l'importance de la détection et de la gestion des non-conformités vaccinales.

4.1.2. L'effet espèce

Les résultats de notre travail ont montré des différences significatives dans les titres en anticorps et dans la positivité des sérums entre canards de Barbarie et canards mulards. Ces derniers présentent des niveaux supérieurs dans les deux cas, que ce soit à P1 ou à P2. Des études précédemment menées avaient déjà montré que les canards de Barbarie développaient des titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 plus faibles que les canards Pékin suite à la vaccination contre l'influenza aviaire avec des vaccins inactivés recombinants (Cagle *et al.*, 2011 ; Sultan *et al.*, 2019). Des explications possibles ont été formulées par différents auteurs et reposeraient sur des différences d'adaptation des espèces et dans les capacités de leur réponse immunitaire innée, que ce soit lors de la vaccination ou lors de l'infection par un virus IAHP. Les canards de Barbarie présenteraient notamment une régulation à la hausse de la protéine RIG-1 plus faible en comparaison des canards Pékin (Cagle *et al.*, 2011). Des études supplémentaires sont nécessaires afin d'explorer les mécanismes exacts à l'origine de telles différences entre ces espèces.

4.1.3. L'effet bassin de production

Les canards mulards élevés dans le bassin de production du Sud-Ouest présentent des titres significativement supérieurs à ceux élevés dans le bassin de production du Grand Ouest. Il pourrait donc apparaître nécessaire dans de prochaines études de considérer différemment les réponses sérologiques de ces deux groupes. De potentielles explications sont l'influence des conditions environnementales ou des conditions d'élevage, sans qu'il ne soit possible d'émettre d'hypothèse clairement explicative. Un facteur de confusion de l'effet bassin de production réside dans la forte représentation dans notre échantillon du Sud-Ouest d'élevages où une administration combinée du vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND avec un vaccin contre la pasteurellose (vaccin commercial ou auto-vaccin) est réalisée *via* une seringue double corps une aiguille. Ces vaccins, bactériens inactivés, adjuvés dans l'huile minérale, pourraient servir de cofacteurs favorisant la réponse immunitaire. Une explication possible pourrait reposer dans la quantité d'adjuvant injectée au même moment. L'adjuvant utilisé dans les deux cas est l'huile minérale, qui participe à la formation d'un dépôt d'antigènes (« effet dépôt »), permettant de retenir les antigènes au point d'injection et de les libérer de manière prolongée (Jansen *et al.*, 2005). Ici, l'association des deux vaccins pourrait amener à la formation d'un « super-adjuvant », à l'origine d'une modification de la cinétique de libération des antigènes et d'une réponse humorale encore plus élevée et plus durable. La stimulation de la réponse immunitaire innée et adaptative induite par les facteurs de virulence bactériens (ex. lipopolysaccharide, LPS) de *Pasteurella multocida* (bactérie Gram-) pourrait également être une explication possible de cette réponse sérologique amplifiée.

Des études ont par ailleurs fourni des éléments contradictoires sur l'effet de vaccinations simultanées. Dunn *et al.* (2018) ont montré que l'administration conjointe de plusieurs vaccins vectorisés (herpèsvirus de dinde) amenait à une augmentation des signes cliniques et de l'excrétion virale après challenge infectieux en comparaison à une administration seule de ces vaccins chez le poulet. Rauw *et al.* (2020) ont eux montré que la protection clinique était similaire mais que l'excrétion virale était réduite après administration simultanée de deux vaccins

recombinants vectorisés rHVT-H5(AI) et rHVT-F(ND) et challenge infectieux. En revanche, la covaccination a entraîné un retard de la mise en place de la réponse humorale dans ces conditions expérimentales.

Face au peu de données disponibles dans la littérature sur ce sujet, et *a fortiori* chez les canards, des études standardisées de comparaison de protocoles vaccinaux sans et avec co-vaccination avec ce type de vaccin seraient nécessaires afin de confirmer son effet « booster » sur la réponse sérologique des canards.

4.1.4. L'effet d'une circulation virale à influenza A

Certains lots de notre étude ont présenté une séroconversion vis-à-vis de l'antigène NP. Ceux-ci présentent des titres en anticorps dirigés contre la protéine H5 supérieurs aux animaux d'autres lots. Comme présumé, les anticorps développés contre la protéine H5 détectés grâce à la méthode ELISA utilisée peuvent à la fois être la conséquence de la vaccination mais également d'une circulation virale à influenza A, indépendamment du sous-type. [Grasland et al. \(2023\)](#) ont décrit un « effet rappel » avec les vaccins VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND et Duck H5-SRV vaccine® lorsque des canards mulards préalablement vaccinés (et donc déjà immunisés vis-à-vis de la protéine H5) étaient inoculés avec un virus influenza A(H5N1)¹⁵ : les canards mulards éprouvés à l'âge de 7 ou 11 semaines ont présenté une séroconversion vis-à-vis de la protéine H5 plus rapide et plus élevée par rapport aux animaux non-éprouvés. Il conviendrait donc, lorsqu'un test détectant les anticorps anti-H5 est utilisé et que les titres obtenus paraissent élevés, surtout dans un contexte d'historique ou de suspicion récente de circulation virale, de procéder en parallèle à une analyse sérologique ELISA NP afin de différencier les animaux infectés des animaux vaccinés.

4.1.5. L'effet des calendriers vaccinaux

Alors que les études expérimentales ont mené à des recommandations d'une première injection réalisée vers 10 jours d'âge et d'une deuxième 18 jours plus tard, en pratique, en conditions terrain, des variations du calendrier vaccinal sont observées. Les résultats obtenus dans notre étude concernant l'influence du calendrier vaccinal varient selon l'espèce, la variable étudiée (âge V1, âge V2, intervalle V1-V2) et le bassin de production considéré. Les tests statistiques réalisés se révèlent par ailleurs peu puissants avec des *p-value* à la limite de la significativité, avec de nouveau un facteur de confusion important, l'effet élevage. Ainsi, même si les résultats concernant l'intervalle V1-V2 suggèrent que son augmentation impacterait plutôt positivement la réponse sérologique pour des intervalles allant jusqu'à 22 jours chez les canards de Barbarie et 21 jours chez les canards mulards du Sud-Ouest, il nous paraît ici hasardeux d'aboutir à une recommandation précise pour l'adaptation du calendrier vaccinal sur le terrain.

4.1.6. L'effet d'interventions zootechniques

Comme déjà expliqué, l'épointage du bec et le traitement des griffes, s'ils sont réalisés, peuvent l'être au couvoir ou dans l'élevage. Dans notre étude, les animaux ayant fait l'objet d'un traitement des griffes en élevage présentent, lors du prélèvement 2, des titres et une séropositivité inférieurs

¹⁵ Le kit ELISA utilisé par [Grasland et al. \(2023\)](#) (ID Screen® Influenza H5 Indirect, IDvet) était néanmoins différent de celui utilisé dans notre étude (ID Screen® Influenza H5 Duck Indirect, IDvet) en ce que l'anticorps secondaire utilisé dans le second est spécifique à l'espèce « canard ».

aux animaux ayant subi le traitement des griffes au couvoir. Des études précédemment menées ont montré que certaines des interventions zootechniques pouvaient être à l'origine d'une augmentation des niveaux de corticostérone plasmatique chez la poule, hormone dite « de stress » (Davis *et al.*, 2004). Ainsi, le traitement des griffes en élevage pourrait être envisagé comme un événement stressant et être à l'origine d'une moins bonne prise vaccinale. Aucun élément n'a permis d'expliquer la différence de résultat obtenue entre P1 et P2.

4.1.7. L'effet d'autres protocoles vaccinaux

Chez les canards de Barbarie, les résultats de notre étude suggèrent que les animaux ayant reçu une vaccination contre la parvovirose PARVOKAN® au couvoir et PARVOKAN® en élevage présentent des titres en anticorps plus élevés. Ces résultats sont fortement influencés par les titres des animaux de l'élevage B07 (effet élevage) et sont à considérer avec prudence.

Pour les canards mulards, l'administration combinée du vaccin contre l'IAHP avec un vaccin dirigée contre *Pasteurella multocida* a déjà été discutée dans un paragraphe précédent.

4.1.8. L'effet d'événements sanitaires

Alors qu'il est communément accepté qu'une cause possible d'échec vaccinal peut résider dans la vaccination d'animaux malades dont le statut immunitaire serait diminué, dans notre travail, des événements pathologiques ou une antibiothérapie précédant les prélèvements n'ont pas eu d'influence sur les titres en anticorps des canards appartenant aux élevages concernés. Un taux de sérums positifs plus faibles a cependant été observé à P1, suggérant tout de même un impact négatif d'événements sanitaires sur la réponse humorale.

4.1.9. La cinétique sérologique

La quasi-totalité des lots étudiés présente une diminution dans leurs titres sérologiques entre les deux prélèvements. Cette décroissance varie selon les élevages et est non significative pour 19 d'entre eux. Nos résultats concordent avec ceux de Grasland *et al.* (2023) qui avaient déjà montré que les titres en anticorps atteignaient leur pic vers 42-43 jours chez des canards mulards vaccinés à 10 jours et 28 jours d'âge puis que ces titres décroissaient à partir de cette date. La cinétique des titres moyens obtenus en station expérimentale par le laboratoire producteur du vaccin chez les canards de Barbarie et les canards mulards est également en accord avec nos résultats (voir [paragraphe 4.8.3 de l'étude bibliographique](#)). Ces résultats montrent une nouvelle fois la difficulté des canards domestiques à conserver une réponse stable dirigée contre la protéine H5 suite à la vaccination contre l'IAHP.

4.1.10. La variabilité dans les titres individuels

Au sein des lots, les titres en anticorps individuels peuvent présenter une importante hétérogénéité, comme reflété par les valeurs élevées des coefficients de variation obtenus et par la distribution étendue des titres individuels. Dans notre étude, certains lots présentent des CV très élevés, atteignant des valeurs proches de 200%. Les coefficients de variation les plus élevés ont été observés dans les élevages où des doutes sur la réalisation de l'acte vaccinal lui-même ont été formulés (B11, B19). Le fabricant IDvet indique, dans la documentation du kit utilisé, que les

expérimentations menées pour son évaluation ont abouti à un CV compris entre 57 et 75%, 14 jours après la deuxième vaccination chez les canards mulards et à 78% chez les canards de Barbarie (IDvet, 2024). Des CV plus faibles (35%, 26%) ont été relevés par Huynh *et al.* (2019) sur des canards vaccinés, dans des conditions terrains utilisant des modalités vaccinales et une technique d'analyse (inhibition de l'hémagglutination) toutefois différentes. Les coefficients élevés dans notre étude révèlent une grande hétérogénéité des réponses vaccinales au sein du même lot, possiblement due à la réponse immunitaire individuelle ou au vaccin utilisé, qui ne permettrait pas de garantir une réponse immunitaire uniforme entre individus.

À l'échelle collective, cette observation amène également à s'interroger sur la pertinence de l'utilisation du « *titre moyen* » comme élément d'évaluation de l'efficacité vaccinale sur les lots. En effet, quelques individus aux titres très élevés pourraient ainsi « biaiser » sa valeur face à une majorité d'individus aux titres faibles, et inversement.

4.1.11. L'établissement de « valeurs seuils »

Les acteurs de terrain (vétérinaires, éleveurs, laboratoires pharmaceutiques) s'interrogent sur la possibilité de déterminer des « valeurs seuils » (titres, pourcentage de positivité, coefficients de variation) à partir desquelles des lots pourraient être considérés comme correctement vaccinés. Les résultats de notre étude, par leur importante variabilité individuelle et collective, rendent impossible un tel exercice. Ceci peut à la fois résulter de la conceptualisation de notre étude (nombre d'animaux prélevés, animaux différents aux deux prélèvements...) et/ou du comportement immunologique particulier du canard en réponse à la vaccination. La détermination de corrélats de protection permettrait de fournir une réponse claire à cette question mais sa réalisation demeure compliquée chez le canard.

4.2. Discussion sur la conceptualisation de l'étude et sur l'analyse

Nous exposons dans les paragraphes suivants quelques points d'attention et axes d'amélioration dans la conception de l'étude.

4.2.1. Les élevages et les lots recrutés

Si les élevages recrutés semblent en grande partie représentatifs, conformément aux critères d'inclusion et considérant le temps limité consacré à la partie terrain de ce travail, certaines pratiques n'ont pas pu être représentées. C'est le cas notamment des élevages autarciques/circuits courts en production « canards gras ». Les inclure dans une autre étude serait intéressant compte-tenu de leur importance, historique et sanitaire, dans le bassin de production du Sud-Ouest. Une étude incluant des lots de canards Pékin serait également nécessaire afin d'aboutir à une comparaison exhaustive de l'ensemble des espèces de canards soumises à la vaccination en France.

Certains lots ont pu présenter des anomalies de vaccination et/ou une circulation virale. Si leur présence dans notre étude est intéressante à des fins de discussion, ces lots ont dû être écartés d'une partie de l'analyse statistique afin de ne pas introduire de biais dans l'interprétation des résultats, aboutissant à une diminution du nombre d'élevages inclus dans les analyses statistiques.

4.2.2. Les prélèvements

Dans notre étude, le nombre de canards prélevés à chaque visite s'élève à 20. Ce nombre aurait pu être revu à la hausse car de nouvelles données indiquent que, pour les canards, un échantillonnage de minimum 40 animaux par prélèvement sanguin permettrait d'estimer avec plus de confiance la réponse sérologique ([EFSA AHAW Panel, 2023b](#)). Ensuite, les animaux prélevés à P1 et à P2 n'étant pas les mêmes (échantillonnage aléatoire au sein du même lot à chaque prélèvement), des biais ont pu s'installer entre les deux prélèvements (ex. plusieurs animaux moins bons répondeurs prélevés lors d'une des deux visites). L'identification des animaux prélevés lors de la première visite (*via* des bagues d'identification) aurait pu être une solution mais s'avère chronophage et peu pratique en conditions de terrain.

4.2.3. Les protocoles vaccinaux

Une difficulté de l'interprétation et de la comparaison des niveaux de réponse immunitaire post-vaccinale sur des lots prélevés sur le terrain repose sur le manque d'uniformisation des calendriers vaccinaux, aboutissant à des variabilités dans les âges d'injections vaccinales et/ou dans les intervalles entre les deux vaccinations. Ceci a pu entraîner un biais dans l'analyse de nos données.

Enfin, lors de la phase terrain de cette étude, seul le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND était déployé dans les élevages, ne laissant pas la possibilité d'étudier la réponse sérologique induite par le vaccin CEVA RESPONS AI H5. Des études sérologiques sont actuellement menées par d'autres acteurs sur le terrain avec ce vaccin.

CONCLUSION

Depuis octobre 2023, la France a déployé un programme inédit et obligatoire de vaccination préventive des canards de l'étagé production, considérant le rôle particulier de cette catégorie d'oiseaux dans la dynamique de l'infection virale dans le pays. Alors que la vaccination est désormais couramment déployée sur le terrain et que les mesures de surveillance réglementaires sont en place, de nombreuses questions continuent à se poser concernant la qualité de la réponse immunitaire induite par la vaccination, notamment en conditions de terrain.

Dans ce travail, la réponse sérologique des canards de Barbarie et des canards mulards suite à la vaccination contre l'IAHP a été évaluée dans 40 élevages de production en France. Dans le cadre d'un partenariat entre Oniris, le laboratoire pharmaceutique Boehringer Ingelheim Animal Health et plusieurs cabinets vétérinaires avicoles du Grand Ouest et du Sud-Ouest de la France, la réponse post-vaccinale induite par le vaccin VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND a ainsi été évaluée par deux fois. Un premier prélèvement sanguin a été réalisé au pic identifié de la réponse humorale dirigée contre la protéine H5 (soit 14 jours après la deuxième injection vaccinale) puis un second a été réalisé à environ 60 jours d'âge. Notre étude présente ainsi l'avantage de la standardisation dans les dates de prélèvements et la particularité, comparée à d'autres travaux, d'avoir réalisé un de ces prélèvements au moment où la réponse immunitaire la plus élevée était attendue.

Les résultats obtenus grâce au kit ELISA validé par le laboratoire national de référence Influenza aviaire (kit ID Screen® Influenza H5 Duck Indirect, IDvet, Grabels, France) ont notamment permis de mettre en évidence une grande variabilité dans les réponses immunitaires entre les élevages mais également entre les animaux d'un même élevage. Notre travail a également permis d'identifier et de discuter certains facteurs explicatifs à cette variabilité (espèce, circulation virale, zone géographique, co-vaccinations, calendrier vaccinal, traitement des griffes en élevage...) bien que l'analyse ait pu être compliquée par plusieurs facteurs de confusion inhérents aux limites d'une étude menée en conditions de terrain. Il ressort néanmoins de cette étude que les paramètres habituellement utilisés lors d'études sérologiques (titre en anticorps, coefficient de variation, pourcentage de positivité) sont pour le moment difficilement interprétables au regard de la protection conférée aux animaux. Compte-tenu de cette importante variabilité, la définition de valeurs seuils à partir desquelles les lots seraient considérés comme correctement vaccinés nous apparaît pour l'instant impossible.

En définitive, l'analyse de la réponse sérologique du canard suite à la vaccination contre l'IAHP fournit des données intéressantes, permettant notamment d'identifier des facteurs de variation de la réponse immunitaire entre élevages. Cependant, pour le moment, elle ne permet pas de répondre clairement à la question de la qualité de la réponse immunitaire induite par la vaccination. L'établissement de corrélats de protection, bien que difficile chez le canard, permettrait de fournir des informations en ce sens.

BIBLIOGRAPHIE

- Agüero, M., Monne, I., Sánchez, A., Zecchin, B., Fusaro, A., Ruano, M. J., Del Valle Arrojo, M., Fernández-Antonio, R., Souto, A. M., Tordable, P., Cañas, J., Bonfante, F., Giussani, E., Terregino, C., & Orejas, J. J. (2023). Highly pathogenic avian influenza A(H5N1) virus infection in farmed minks, Spain, October 2022. *Euro Surveillance : Bulletin Européen Sur Les Maladies Transmissibles = European Communicable Disease Bulletin*, 28(3).
- Adlhoch, C., & Baldinelli, F. (2023). Avian influenza, new aspects of an old threat. *Euro Surveillance : Bulletin Européen Sur Les Maladies Transmissibles = European Communicable Disease Bulletin*, 28(19).
- Agreste. (2022). Chiffres et analyses, Animaux et productions animales, Volailles. <https://agreste.agriculture.gouv.fr/>
- Agreste. (2023). Aviculture - foie gras. *Graph'Agri 2023*, pp. 175-176
- Alexander, D. J. (2000). A review of avian influenza in different bird species. *Veterinary Microbiology*, 74(1-2), 3-13.
- Andronico, A., Courcoul, A., Bronner, A., Scoizec, A., Lebouquin-Leneveu, S., Guinat, C., Paul, M. C., Durand, B., & Cauchemez, S. (2019). Highly pathogenic avian influenza H5N8 in south-west France 2016–2017 : A modeling study of control strategies. *Epidemics*, 28, 100340.
- Anses. (2017). Avis relatif à « l'ajustement des niveaux de risque d'infection par l'influenza aviaire hautement pathogène, quelle que soit la souche, des oiseaux détenus en captivité sur le territoire métropolitain à partir des oiseaux sauvages ». 2ème partie de la saisine 2016-SA-0245.
- Anses. (2021). Avis relatif à un retour d'expérience sur la crise influenza aviaire hautement pathogène 2020-2021 (1ère partie). Saisine n° 2021-SA-0022.
- Anses. (2022a). Bilan IAHP 2022 - Synthèse des travaux effectués par l'Anses. Saisine 2022-AST-0098.
- Anses. (2022b). Avis relatif à « l'élaboration d'une stratégie nationale de vaccination au regard de l'influenza aviaire hautement pathogène chez les galliformes ». Saisine n° 2022-SA-0139.
- Anses. (2022c). Avis relatif à « l'élaboration d'une stratégie nationale de vaccination au regard de l'influenza aviaire hautement pathogène en France métropolitaine ». Saisine n° 2022-SA-0165.
- Anses. (2022d). Avis relatif à « un retour d'expérience sur la crise influenza aviaire hautement pathogène 2020-2021 (3ème partie). Saisine n° 2021-SA-0022.
- Anses-ANMV. (2017). Résumé des caractéristiques du produit CEVAC LANDAVAX. Index des Médicaments vétérinaires autorisés en France. <https://www.ircp.anmv.anses.fr/rcp.aspx?NomMedicament=CEVAC+LANDAVAX+SC>
- Anses-ANMV. (2020a). Résumé des caractéristiques du produit PARVOKAN. Index des Médicaments vétérinaires autorisés en France. <https://www.ircp.anmv.anses.fr/rcp.aspx?NomMedicament=PARVOKAN>
- Anses-ANMV. (2020b). Résumé des caractéristiques du produit PALMIVAX. Index des Médicaments vétérinaires autorisés en France. <https://www.ircp.anmv.anses.fr/rcp.aspx?NomMedicament=PALMIVAX>
- Anses-ANMV (2022). Résumé des caractéristiques du produit DEPARMUNE. Index des Médicaments vétérinaires autorisés en France. <https://www.ircp.anmv.anses.fr/rcp.aspx?NomMedicament=DEPARMUNE>
- Anses-ANMV (2023a). Résumé des caractéristiques du produit VOLVAC. Médicaments sous Autorisation Temporaire d'Utilisation. https://www.anses.fr/fr/system/files/90055_ATU_M_ANNEXE.pdf
- Anses-ANMV (2023b). Résumé des caractéristiques du produit CEVA RESPONS AI H5. Médicaments sous Autorisation Temporaire d'Utilisation. https://www.anses.fr/fr/system/files/90053_ATU_M_ANNEXE.pdf
- Baéza, E. (1995). La viande de canard : Production et principales caractéristiques. *INRAE Productions Animales*, 8(2), 117-125.
- Baéza, E., Fernandez, X., & Marie-Etancelin, M. (2013). Qualité des carcasses et de la viande des palmipèdes gavés. *INRAE Productions Animales*, 26(5), 425-434.
- Barber, M. R. W., Aldridge, J. R. J., Webster, R. G., & Magor, K. E. (2010). Association of RIG-I with innate immunity of ducks to influenza. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 107(13), 5913-5918.
- Barman, N. N., Goswami, S., Mukit, A., & Islam, S. (2012). Gut associated lymphoid tissues of ducks : Distribution and histology. *The Indian Journal of Animal Sciences*, 68(1).
- Bauzile, B., Sicard, G., Guinat, C., Andraud, M., Rose, N., Hammami, P., Durand, B., Paul, M. C., & Vergne, T. (2022). Unravelling direct and indirect contact patterns between duck farms in France and their association with the 2016-2017 epidemic of Highly Pathogenic Avian Influenza (H5N8). *Preventive Veterinary Medicine*, 198, 105548.
- Bauzile, B., Durand, B., Lambert, S., Rautureau, S., Fourtune, L., Guinat, C., Andronico, A., Cauchemez, S., Paul, M. C., & Vergne, T. (2023). Impact of palmiped farm density on the resilience of the poultry sector to highly pathogenic avian influenza H5N8 in France. *Veterinary Research*, 54(1), 56.
- Beato, M. S., Realpe-Quintero, M., Bonfante, F., Mancin, M., Ormelli, S., Terregino, C., Gonzalez-Hernandez, C., & Capua, I. (2013). Cross-clade protection against H5N1 HPAI strains recently isolated from commercial poultry in Egypt with a single dose of a baculovirus based vaccine. *Vaccine*, 31(44), 5075-5081.
- Beheiry, R. R., Ali, S. A., Aref, M., & Emam, H. (2020). Harderian gland of flying and non-flying birds : Morphological, histological, and histochemical studies. *The Journal of Basic and Applied Zoology*, 81(1), 35.
- Bernard, M. (2011). Analyse de la réponse sérologique de canards (*Anas platyrhynchos*) infectés expérimentalement par des virus influenza H7N1 faiblement pathogènes : Comparaison de trois méthodes d'analyses sérologiques. *Thèse d'exercice de doctorat vétérinaire*. École nationale vétérinaire de Toulouse.
- Blaine, A. H., Miranzo-Navarro, D., Campbell, L. K., Aldridge, J. R., Webster, R. G., & Magor, K. E. (2015). Duck TRIM27-L enhances MAVS signaling and is absent in chickens and turkeys. *Molecular Immunology*, 67(2, Part B), 607-615.
- Boehringer Ingelheim. (2023). *Boehringer Ingelheim, partenaire privilégié pour lutter contre l'influenza aviaire*. Communiqué de presse. <https://www.boehringer-ingelheim.com/fr/boehringer-ingelheim-partenaire-privilegie-pour-lutter-contre-linfluenza-aviaire>
- Bolo, P., Fournier, C. (2023). *Rapport d'information parlementaire déposé en application de l'article 145 du Règlement de l'Assemblée nationale, par la commission des affaires économiques sur la grippe aviaire et son impact sur les élevages*.

- Bouzidi, M., Desole, M. (2024). L'impact économique et humain de l'épisode IAHP 2021-2022. *eTEMA ITAVI*, 68, 10-16
- Briand, F.-X., Schmitz, A., Ogor, K., Le Prioux, A., Guillou-Cloarec, C., Guillemoto, C., Allée, C., Le Bras, M.-O., Hirchaud, E., Quenault, H., Touzain, F., Cherbonnel-Pansart, M., Lemaitre, E., Courtillon, C., Gares, H., Daniel, P., Fediaevsky, A., Massin, P., Blanchard, Y., ... Niqueux, E. (2017). Emerging highly pathogenic H5 avian influenza viruses in France during winter 2015/16 : Phylogenetic analyses and markers for zoonotic potential. *Euro Surveillanc* : *Bulletin European Sur Les Maladies Transmissibles = European Communicable Disease Bulletin*, 22(9), 30473.
- Briand, F.-X., Niqueux, E., Schmitz, A., Martenot, C., Cherbonnel, M., Massin, P., Busson, R., Guillemoto, C., Pierre, I., Louboutin, K., Souchaud, F., Allée, C., Quenault, H., Lucas, P., de Wiele, A. V., Blanchard, Y., Etteradossi, N., Scoizec, A., Bouquin-Leneveu, S. L., ... Grasland, B. (2022). Multiple independent introductions of highly pathogenic avian influenza H5 viruses during the 2020-2021 epizootic in France. *Transboundary and Emerging Diseases*, 69(6), 4028-4033.
- Briand, F.-X., Souchaud, F., Pierre, I., Beven, V., Hirchaud, E., Hérault, F., Planel, R., Rigaudeau, A., Bernard-Stoecklin, S., Van der Werf, S., Lina, B., Gerbier, G., Etteradossi, N., Schmitz, A., Niqueux, E., & Grasland, B. (2023). Highly Pathogenic Avian Influenza A(H5N1) Clade 2.3.4.4b Virus in Domestic Cat, France, 2022. *Emerging Infectious Diseases*, 29(8), 1696-1698.
- Brun, J. M., Richard, M. M., Marie-Etancelin, C., Rouvier, R., & Larzul, C. (2005). Le canard mulard : Déterminisme génétique d'un hybride intergénérique. *INRAE Productions Animales*, 18(5), 295-308.
- Budras, K.-D., König, H. E., & Korbelt, R. (2016). Immune system and lymphatic organs (organa lymphopoetica). In H. E. König, R. Korbelt, & H.-G. Liebich (Eds.), *Avian anatomy. Textbook and colour atlas* (pp. 179-186). 5M Publishing Ltd.
- Burggraaf, S., Karpala, A. J., Bingham, J., Lowther, S., Selleck, P., Kimpton, W., & Bean, A. G. D. (2014). H5N1 infection causes rapid mortality and high cytokine levels in chickens compared to ducks. *Virus Research*, 185, 23-31.
- Cagle, C., Wasilenko, J., Adams, S. C., Cardona, C. J., To, T. L., Nguyen, T., Spackman, E., Suarez, D. L., Smith, D., Shepherd, E., Roth, J., & Pantin-Jackwood, M. J. (2012). Differences in pathogenicity, response to vaccination, and innate immune responses in different types of ducks infected with a virulent H5N1 highly pathogenic avian influenza virus from Vietnam. *Avian Diseases*, 56(3), 479-487.
- Cattoli, G., Milani, A., Temperton, N., Zecchin, B., Buratin, A., Molesti, E., Aly, M. M., Arafa, A., & Capua, I. (2011). Antigenic drift in H5N1 avian influenza virus in poultry is driven by mutations in major antigenic sites of the hemagglutinin molecule analogous to those for human influenza virus. *Journal of Virology*, 85(17), 8718-8724.
- Chambre d'Agriculture Pays de la Loire. (2024). Épidémie d'influenza aviaire en Vendée. <https://pays-de-la-loire.chambres-agriculture.fr/actualites-1/detail-de-lactualite/epidemie-dinfluenza-aviaire-en-vendee>
- SYNALAF. (2020). Chiffres clés volailles BIO. <http://www.volaillesoeufsbio.com/fr/chiffres-cles-des-volailles-bio/>
- Centre Technique de la Conservation des Produits Agricoles. (1997). Décision n°39 d'octobre 1997 relative aux conserves et semi-conserves de confits préparées à partir d'oie ou de canard.
- CDC. (2022). How Flu Viruses Can Change: "Drift" and "Shift". <https://www.cdc.gov/flu/about/viruses/change.htm>
- CDC. (2024). Current H5N1 Bird Flu Situation in Dairy Cows. <https://www.cdc.gov/flu/avianflu/mammals.htm>
- CGAAER (2023). Tirer les leçons des crises d'influenza aviaire - Quelle organisation de l'État pour gérer les crises de santé animale à l'époque de la globalisation des échanges et du changement climatique ? *Rapport n°22058*
- CIFOG. (s. d.). *Le canard mulard ou « canard gras »*. <https://elevation-gavage.fr/l-elevage/canard-mulard>
- Congrès ornithologique mondial. (2019). *Orders of Birds*. IOC World Bird List. <https://www.worldbirdnames.org/new/classification/orders-of-birds-draft/>
- Comité Permanent de la Convention Européenne pour la protection des animaux dans les élevages. (1999a). *Recommandation concernant les canards domestiques (Anas platyrhynchos)*.
- Comité Permanent de la Convention Européenne pour la protection des animaux dans les élevages (1999b) *Recommandation concernant les canards de Barbarie (Cairina moschata) et les hybrides de canards de Barbarie et de canards domestiques (Anas platyrhynchos)*.
- Commission européenne. (2000). Règlement (CE) No 1338/2000 de la Commission du 26 juin 2000 complétant l'annexe du règlement (CE) no 2400/96 relatif à l'inscription de certaines dénominations dans le «Registre des appellations d'origine protégées et des indications géographiques protégées» prévu au règlement (CEE) no 2081/92 du Conseil relatif à la protection des indications géographiques et des appellations d'origine des produits agricoles et des denrées alimentaires, *Journal officiel des Communautés européennes*.
- Commission européenne. (2018). Règlement (CE) No 543/2008 de la Commission du 16 juin 2008 portant modalités d'application du règlement (CE) No 1234/2007 du Conseil en ce qui concerne les normes de commercialisation pour la viande de volaille, *Journal officiel de l'Union européenne*.
- Commission européenne (2018). Règlement d'exécution (UE) 2018/1882 de la Commission du 3 décembre 2018 sur l'application de certaines dispositions en matière de prévention et de lutte contre les maladies à des catégories de maladies répertoriées et établissant une liste des espèces et des groupes d'espèces qui présentent un risque considérable du point de vue de la propagation de ces maladies répertoriées, *Journal officiel de l'Union européenne*.
- Commission européenne (2023). Règlement délégué (UE) 2023/361 de la Commission du 28 novembre 2022 complétant le règlement (UE) 2016/429 du Parlement européen et du Conseil en ce qui concerne les règles applicables à l'utilisation de certains médicaments vétérinaires pour la prévention de certaines maladies répertoriées et la lutte contre celles-ci (Texte présentant de l'intérêt pour l'EEE), *Journal officiel de l'Union européenne*.
- Conseil de l'Union européenne. (2022). Le Conseil approuve des conclusions sur une approche stratégique pour le développement de la vaccination en tant qu'outil complémentaire pour la prévention et le contrôle de l'influenza aviaire hautement pathogène (IAHP). *Communiqué de presse*. <https://www.consilium.europa.eu/fr/press/press-releases/2022/05/24/council-approves-conclusions-on-a-strategic-approach-for-the-development-of-vaccination-as-a-complementary-tool-for-the-prevention-and-control-of-highly-pathogenic-avian-influenza-hpai/>
- Cornuau, C., Francart, J., Hars, Justin, V., Michel, V., Sadones, H. (2007). L'influenza aviaire en France en 2006. *Bulletin épidémiologique de l'Afssa*
- Cornelissen, J. B. W. J., Vervelde, L., Post, J., & Rebel, J. M. J. (2013). Differences in highly pathogenic avian influenza viral pathogenesis and associated early inflammatory response in chickens and ducks. *Avian Pathology : Journal of the W.V.P.A.*, 42(4), 347-364.

COVARIS. (2023). *Avis sur le risque sanitaire de grippe aviaire liée à l'influenza aviaire hautement pathogène (IAHP)*

Dai, M., Sun, H., Zhao, L., Wu, Q., You, B., Xu, F., Liao, J., Zhu, S., Li, Z., Yao, Y., Nair, V., & Liao, M. (2022). Duck CD8(+) T Cell Response to H5N1 Highly Pathogenic Avian Influenza Virus Infection In Vivo and In Vitro. *Journal of Immunology (Baltimore, Md. : 1950)*, 209(5), 979-990.

Dean, W., & Sandhu, T. (s. d.). *Domestic ducks*. Cornell University College of Veterinary Medicine. <https://www.vet.cornell.edu/animal-health-diagnostic-center/programs/duck-research-lab/domestic-ducks>

DGAL. (2006). Modalités de la vaccination obligatoire des canards et des oies domestiques avec parcours plein air, contre l'influenza aviaire dans certaines communes des départements des Landes, de la Loire-Atlantique et de la Vendée, Note de service DGAL/SDSPA/SDSSA/N2006-8061, *BO-agri*

DGAL. (2011). Caractéristiques techniques minimales auxquelles les logements des canards en phase de gavage doivent répondre en application de la recommandation du Conseil de l'Europe concernant les canards de barbarie et les hybrides de canards de barbarie et de canards domestiques, Note de service DGAL/SDSPA/N2011-8176, *BO-agri*

DGAL. (2021a). SAGIR - surveillance de l'influenza aviaire dans la faune sauvage. Instruction technique DGAL/SDSBEA/2021-855, *BO-agri*

DGAL. (2021b). Influenza aviaire – Mesures applicables à la suite de la confirmation d'un foyer IAHP dans un établissement. Instruction technique DGAL/SDPAL/2021-148, *BO-agri*

DGAL. (2021c). Influenza aviaire - Supervision des opérations de nettoyage et désinfection d'un foyer IAHP. Instruction technique DGAL/SDPAL/2021-141, *BO-Agri*

DGAL. (2022). Influenza aviaire - abattage sur ordre de l'administration - indemnisation - volet sanitaire. Note de service DGAL/SDPRS/2022-570, *BO-agri*

DGAL. (2023a). Influenza aviaire (IA) - Liste des communes en zone à risque de diffusion (ZRD) et en zone à risque particulier (ZRP). Instruction technique DGAL/SDSBEA/2023-651, *BO-agri*

DGAL. (2023b). Plan de vaccination officiel IAHP – Evolution de la stratégie de vaccination - décembre 2023. Instruction technique DGAL/SDSBEA/2023-773, *BO-agri*

DGAL. (2023c). Plan de vaccination officiel IAHP – Campagne de vaccination des canards - octobre 2023. Instruction technique DGAL/SDSBEA/2023-622, *BO-agri*

DGAL. (2024). Influenza aviaire hautement pathogène (IAHP) – Mesures de prévention et gestion à appliquer au niveau de risque élevé. Instruction technique DGAL/SDSBEA/2024-33, *BO-agri*

DGAL. (2024b). Plan de vaccination officiel IAHP – Campagne de vaccination des canards - octobre 2023. Instruction technique DGAL/SDSBEA/2023-622 rectifiée, *BO-agri*

DGAL. (2024c). Auto-déclaration de la France concernant le recouvrement du statut indemne de l'influenza aviaire de haute pathogénicité chez les volailles. Déclaration envoyée à l'Organisation mondiale de la santé animale (OMSA) le 29 février 2024 par le Docteur Emmanuelle Soubeyran, Déléguée de la France auprès de OMSA, Direction Générale de l'Alimentation (DGAL).

Dinev, I., Zarkov, I., Goujgoulova, G. V., Stoimenov, G. M., Georgiev, G., & Kanakov, D. (2020). Pathologic Evaluation of Influenza A H5N8 Infection Outbreaks in Mule Ducks in Bulgaria. *Avian Diseases*, 64(2), 203-209.

Douanes françaises. (2021). *Données produits en NC8*. Le chiffre du commerce extérieur. https://lekiosque.finances.gouv.fr/site_fr/NC8/nc_index.asp

Du, R., Cui, Q., Chen, Z., Zhao, X., Lin, X., & Rong, L. (2023). Revisiting influenza A virus life cycle from a perspective of genome balance. *Virologica Sinica*, 38(1), 1-8.

Durr, P. A., Indriani, R., Selleck, P., Adjid, A. R. M., Syafriati, T., & Ignjatovic, J. (2019). Developing Farm-Level Post-vaccination Sero-Monitoring Systems for H5N1 Highly Pathogenic Avian Influenza in an Endemically Infected Country. *Frontiers in Veterinary Science*, 5, 324.

EFSA, European Centre for Disease Prevention and Control, European Union Reference Laboratory for Avian Influenza, Adlhoch, C., Fusaro, A., Gonzales, J. L., Kuiken, T., Marangon, S., Niqueux, É., Staubach, C., Terregino, C., & Baldinelli, F. (2020). Avian influenza overview August – December 2020. *EFSA Journal*, 18(12), e06379.

EFSA, European Centre for Disease Prevention and Control, European Union Reference Laboratory for Avian Influenza, Adlhoch, C., Fusaro, A., Gonzales, J. L., Kuiken, T., Marangon, S., Niqueux, É., Staubach, C., Terregino, C., Aznar, I., Muñoz Guajardo, I., & Baldinelli, F. (2022a). Avian influenza overview December 2021 – March 2022. *EFSA Journal*, 20(4), e07289.

EFSA, European Centre for Disease Prevention, C., European Union Reference Laboratory for Avian Influenza, Adlhoch, C., Fusaro, A., Gonzales, J. L., Kuiken, T., Marangon, S., Niqueux, É., Staubach, C., Terregino, C., Aznar, I., Muñoz Guajardo, I., & Baldinelli, F. (2022b). Avian influenza overview May – September 2021. *EFSA Journal*, 20(1), e07122.

EFSA, European Centre for Disease Prevention and Control, European Union Reference Laboratory for Avian Influenza, Adlhoch, C., Fusaro, A., Gonzales, J. L., Kuiken, T., Marangon, S., Niqueux, É., Staubach, C., Terregino, C., Guajardo, I. M., Chuzhakina, K., & Baldinelli, F. (2022c). Avian influenza overview June – September 2022. *EFSA Journal*, 20(10), e07597.

EFSA, European Centre for Disease Prevention and Control, European Union Reference Laboratory for Avian Influenza, Adlhoch, C., Fusaro, A., Gonzales, J. L., Kuiken, T., Marangon, S., Mirnaviciute, G., Niqueux, É., Stahl, K., Staubach, C., Terregino, C., Broglia, A., & Baldinelli, F. (2023a). Avian influenza overview December 2022 – March 2023. *EFSA Journal*, 21(3), e07917.

EFSA, European Centre for Disease Prevention and Control, European Union Reference Laboratory for Avian Influenza, Adlhoch, C., Fusaro, A., Gonzales, J. L., Kuiken, T., Marangon, S., Mirnaviciute, G., Niqueux, É., Stahl, K., Staubach, C., Terregino, C., Broglia, A., & Baldinelli, F. (2023b). Avian influenza overview December 2022 – March 2023. *EFSA Journal*, 21(3), e07917.

EFSA, European Centre for Disease Prevention and Control, European Union Reference Laboratory for Avian Influenza, Fusaro, A., Gonzales, J. L., Kuiken, T., Mirnaviciute, G., Niqueux, É., Stahl, K., Staubach, C., Svartström, O., Terregino, C., Willgert, K., Baldinelli, F., Delacourt, R., Georganas, A., & Kohnle, L. (2024). Avian influenza overview December 2023–March 2024. *EFSA Journal*, 22(3), e8754.

EFSA AHAW Panel, Nielsen, S. S., Alvarez, J., Bicout, D. J., Calistri, P., Canali, E., Drewe, J. A., Garin-Bastuji, B., Gonzales Rojas, J. L., Schmidt, C. G., Herskin, M., Michel, V., Miranda Chueca, M. A., Padalino, B., Roberts, H. C.,

- Spoolder, H., Stahl, K., Viltrop, A., Winckler, C., ... Velarde, A. (2023a). Welfare of ducks, geese and quail on farm. *EFSA Journal*, 21(5).
- EFSA AHAW Panel, European Union Reference Laboratory for Avian Influenza, Nielsen, S. S., Alvarez, J., Bicout, D. J., Calistri, P., Canali, E., Drewe, J. A., Garin-Bastuji, B., Gonzales Rojas, J. L., Gortázar, C., Herskin, M., Michel, V., Miranda Chueca, M. Á., Padalino, B., Roberts, H. C., Spoolder, H., Stahl, K., Velarde, A., Winckler, C., ... Viltrop, A. (2023b). Vaccination of poultry against highly pathogenic avian influenza – part 1. Available vaccines and vaccination strategies. *EFSA Journal*, 21(10), e08271.
- EFSA AHAW Panel, European Union Reference Laboratory for Avian Influenza, Nielsen, S. S., Alvarez, J., Bicout, D. J., Calistri, P., Canali, E., Drewe, J. A., Garin-Bastuji, B., Gortázar, C., Herskin, M. S., Michel, V., Miranda Chueca, M. Á., Padalino, B., Roberts, H. C., Spoolder, H., Stahl, K., Velarde, A., Viltrop, A., ... Gonzales Rojas, J. L. (2024). Vaccination of poultry against highly pathogenic avian influenza – Part 2. Surveillance and mitigation measures. *EFSA Journal*, 22(4), e8755.
- Ellis, T. M., Bousfield, R. B., Bissett, L. A., Dyrting, K. C., Luk, G. S. M., Tsim, S. T., Sturm-Ramirez, K., Webster, R. G., Guan, Y., & Malik Peiris, J. S. (2004). Investigation of outbreaks of highly pathogenic H5N1 avian influenza in waterfowl and wild birds in Hong Kong in late 2002. *Avian Pathology : Journal of the W.V.P.A.*, 33(5), 492-505.
- ESA. (2021a). Influenza aviaire hautement pathogène en Europe : bilan de la saison 2020-2021. *Note bilan*
- ESA. (2021b). *Bulletin Hebdomadaire de Veille Sanitaire Internationale - Santé Animale du 30/11/2021.*
- ESA. (2022a). *Bulletin Hebdomadaire de Veille Sanitaire Internationale - Santé Animale du 16/04/2022.*
- ESA. (2022b). *Bulletin Hebdomadaire de Veille Sanitaire Internationale - Santé Animale du 28/06/2022.*
- ESA. (2022c). *Bulletin Hebdomadaire de Veille Sanitaire Internationale - Santé Animale du 02/08/2022.*
- ESA. (2023). *Bulletin Hebdomadaire de Veille Sanitaire Internationale - Santé Animale du 04/07/2023.*
- ESA. (2024). *Bulletin Hebdomadaire de Veille Sanitaire Internationale - Santé Animale du 06/08/2024.*
- Escorcía, M., & Tellez-Isaias, G. (2023). Mexico's experience when vaccinating against Avian Influenza : Advantages, disadvantages, and needs. Proceeding of The First International Avian Influenza Summit, University of Arkansas-October 16-17, 2023". *GMPC Thesis and Opinions Platform*, 3(1), 29.
- Evseev, D., & Magor, K. E. (2019). Innate Immune Responses to Avian Influenza Viruses in Ducks and Chickens. *Veterinary Sciences*, 6(1).
- FAOSTAT. (2024). *Données cultures et produits animaux*. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture. <https://www.fao.org/faostat/fr/#data/QCL>
- Foret-Lucas, C., Figueroa, T., Coggon, A., Houffschmitt, A., Dupré, G., Fusade-Boyer, M., Guérin, J.-L., Delverdier, M., Bessière, P., & Volmer, R. (2023). *In Vitro and In Vivo Characterization of H5N8 High-Pathogenicity Avian Influenza Virus Neurotropism in Ducks and Chickens. Microbiology Spectrum*, 11(1), e04229-22.
- França, M., Poulson, R., Brown, J., Howerth, E. W., Berghaus, R. D., Carter, D., & Stallknecht, D. E. (2012). Effect of different routes of inoculation on infectivity and viral shedding of LPAI viruses in mallards. *Avian Diseases*, 56(4 Suppl), 981-985.
- Fusaro, A., Zecchin, B., Giussani, E., Palumbo, E., Agüero-García, M., Bachofen, C., Bálint, Á., Banihashem, F., Banyard, A. C., Beerens, N., Bourg, M., Briand, F.-X., Brøjer, C., Brown, I. H., Brugger, B., Byrne, A. M. P., Cana, A., Christodoulou, V., Dirbakova, Z., ... Monne, I. (2024). High pathogenic avian influenza A(H5) viruses of clade 2.3.4.4b in Europe—Why trends of virus evolution are more difficult to predict. *Virus Evolution*, 10(1), veae027.
- FranceAgriMer. (2024). *Fiche filière foie gras*.
- Gaide, N., Lucas, M.-N., Delpont, M., Croville, G., Bouwman, K. M., Papanikolaou, A., van der Woude, R., Gagarinov, I. A., Boons, G.-J., De Vries, R. P., Volmer, R., Teillaud, A., Vergne, T., Bleuart, C., Le Loc'h, G., Delverdier, M., & Guérin, J.-L. (2022). Pathobiology of highly pathogenic H5 avian influenza viruses in naturally infected Galliformes and Anseriformes in France during winter 2015–2016. *Veterinary Research*, 53(1), 11.
- Gaide, N., Filaire, F., Bertran, K., Crispo, M., Dirat, M., Secula, A., Foret-Lucas, C., Payré, B., Perlas, A., Cantero, G., Majó, N., Soubies, S., & Guérin, J.-L. (2023). The feather epithelium contributes to the dissemination and ecology of clade 2.3.4.4b H5 high pathogenicity avian influenza viruses in ducks. *Emerging Microbes & Infections*, 12(2), 2272644.
- Gamarra-Toledo, V., Plaza, P. I., Gutiérrez, R., Inga-Díaz, G., Saravia-Guevara, P., Pereyra-Meza, O., Coronado-Flores, E., Calderón-Cerrón, A., Quiroz-Jiménez, G., Martínez, P., Huamán-Mendoza, D., Nieto-Navarrete, J. C., Ventura, S., & Lambertucci, S. A. (2023). Mass Mortality of Sea Lions Caused by Highly Pathogenic Avian Influenza A(H5N1) Virus. *Emerging Infectious Diseases*, 29(12), 2553-2556. <https://doi.org/10.3201/eid2912.230192>
- García, M., Suarez, D. L., Crawford, J. M., Latimer, J. W., Slemons, R. D., Swayne, D. E., & Perdue, M. L. (1997). Evolution of H5 subtype avian influenza A viruses in North America. *Virus Research*, 51(2), 115-124.
- Gille, U., & Salomon, F.-V. (1999). Wachstum von Bursa Cloacalis (Fabricii) und Milz bei Enten. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 28(4), 229-233.
- Glick, B. (1960). Growth of the Bursa of Fabricius and its Relationship to the Adrenal Gland in the White Pekin Duck, White Leghorn, Outbred and Inbred New Hampshire. *Poultry Science*, 39, 130-139.
- Goodbourn, S., Didcock, L., & Randall, R. E. (2000). Interferons : Cell signalling, immune modulation, antiviral response and virus countermeasures. In *Journal of General Virology* (Vol. 81, Numéro 10, p. 2341-2364). Microbiology Society.
- Grasland, B., Schmitz, A., Niqueux, E., Busson, R., Morin, N., Guillemoto, C., Orosco, A., Souchaud, F., Bougeard, S., Briand, F.-X., Martenot, C., Cherbonnel, M., Massin, P., Rose, N., Louboutin, K., Pierre, I., Amelot, M., Delpont, M., Pouvelle, L., Soubies, S., Keita, A., Guérin, J.-L., Eterradossi, N. (2023a). *Expérimentation de vaccination des canards mulards en élevage contre un virus influenza aviaire hautement pathogène A(H5N1) clade 2.3.4.4b. Rapport intermédiaire : « Evaluation expérimentale de la protection clinique et de l'excrétion virale ».*
- Grasland, B., Schmitz, A., Niqueux, E., Audraud, M., Busson, R., Morin, N., Guillemoto, C., Orosco, A., Souchaud, F., Briand, F.-X., Martenot, C., Cherbonnel, M., Massin, P., Louboutin, K., Pierre, I., M., Delpont, M., Pouvelle, L., Soubies, S., Rose, N., Amelot, M., Keita, A., Guérin, J.-L., Eterradossi, N. (2023a). *Expérimentation de vaccination des canards mulards en élevage contre un virus influenza aviaire hautement pathogène A(H5N1) clade 2.3.4.4b. Rapport intermédiaire : « Evaluation expérimentale de la transmission d'un virus IAHP A(H5N1) de clade 2.3.4.4b au sein d'une population de canards mulards vaccinés et éprouvés à 7 semaines d'âge »*

Groupe de travail sur la mise en œuvre de la vaccination contre l'influenza aviaire. (2022, décembre). *Analyse des approches vaccinales issue des travaux menés par le Groupe de travail sur la mise en œuvre de la vaccination contre l'Influenza Aviaire* [Diapositives]

Guinat, C., Nicolas, G., Vergne, T., Bronner, A., Durand, B., Courcoul, A., Gilbert, M., Guérin, J.-L., & Paul, M. C. (2018). Spatio-temporal patterns of highly pathogenic avian influenza virus subtype H5N8 spread, France, 2016 to 2017. *Euro Surveillances : Bulletin Européen Sur Les Maladies Transmissibles = European Communicable Disease Bulletin*, 23(26).

Guinat, C., Artois, J., Bronner, A., Guérin, J. L., Gilbert, M., & Paul, M. C. (2019). Duck production systems and highly pathogenic avian influenza H5N8 in France, 2016–2017. *Scientific Reports*, 9(1), 6177.

Gustafson, L. A., Cheng, H.-W., Garner, J. P., Pajor, E. A., & Mench, J. A. (2007). The Effects of Different Bill-Trimming Methods on the Well-Being of Pekin Ducks. *Poultry Science*, 86(9), 1831-1839.

Gustafson, L. A., Cheng, H.-W., Garner, J. P., Pajor, E. A., & Mench, J. A. (2007). Effects of bill-trimming Muscovy ducks on behavior, body weight gain, and bill morphopathology. *Applied Animal Behaviour Science*, 103(1), 59-74.

Guy, G., Rousselot-Pailley, D., & Gourichon, D. (1995). Comparaison des performances de l'oie, du canard mulard et du canard de Barbarie soumis au gavage. *Ann. Zootech.*, 44(3), 297-305.

Halfon T. (2023). IAHP : la vaccination en ligne de mire. [Entretien avec le Docteur François Landais]. *La Semaine Vétérinaire n°1972*.

Hashimoto, Y., & Sugimura, M. (1976). Histological And Quantitative Studies On The Postnatal Growth Of The Thymus And The Bursa Of Fabricius Of White Pekin Ducks. *Japanese Journal of Veterinary Research*, 24(3-4), 65-76.

Harder T, de Wit S, Gonzales JL, Ho JHP, Mulatti P, Prajitno TY, Stegeman A. (2023). Epidemiology-driven approaches to surveillance in HPAI-vaccinated poultry flocks aiming to demonstrate freedom from circulating HPAIV. *Biologicals*. 83(101694).

Hayrapetyan, H., Tran, T., Tellez-Corrales, E., & Madiraju, C. (2023). Enzyme-Linked Immunosorbent Assay : Types and Applications. *Methods in Molecular Biology (Clifton, N.J.)*, 2612, 1-17.

Havrylina, O., & Peretiatchko, O. (2020). Morphogenesis Of The Parenchyma And Intranode Lymphatic Bed Of Lymph Nodes Of Muscovy Duck. In *Innovative scientific researches : European development trends and regional aspect. Collective monograph*. (4th ed., p. 90-112). Baltija Publishing.

Higgins, D. A., Shortridge, K. F., & Ng, P. L. (1987). Bile immunoglobulin of the duck (*Anas platyrhynchos*). II. Antibody response in influenza A virus infections. *Immunology*, 62(3), 499-504.

Huneau-Salaün, A., Moisson M.-C., Hamon, M., Niqueux, E., Scoizec, A., Schmitz, A., Briand, F.-X., Michel, V., Fediavesky, A., Calavas, D., Hendriks, P., Le Bouquin, S., Bronner, A. (2016). Résultats de la surveillance de l'influenza aviaire en France Point de situation au 08/09/2016. *Plateforme ESA*. <https://www.pplateforme-esa.fr/fr/resultats-de-la-surveillance-de-linfluenza-aviaire-en-france-point-de-situation-au-08-09-2016>

INAO. (2012). *Aire géographique IGP Canard à foie gras du Sud-Ouest*.

INAO. (2016). *L'indication géographique protégée*.

INAO. (2022). *Les produits sous signe d'identification de la qualité et de l'origine chiffres-clés 2021*.

INAO. (2024). Résultats de la recherche « canard ». <https://www.inao.gouv.fr/Espace-professionnel-et-outils/>

Rechercher-un-produit?

actimage_design_product_type%5BsearchType%5D=product&actimage_design_product_type%5Bkeyword%5D=canard &actimage_design_product_type%5Bdelegation%5D=&actimage_design_product_type%5Bdepartement%5D=&actimage_design_product_type%5Btown%5D=&actimage_design_product_type%5Bcategory%5D=&actimage_design_product_type%5Bsign%5D=5&actimage_design_product_type%5Bitem%5D=prod&actimage_design_product_type%5Bvalidate%5D=

Innovative Diagnostics (2024). Influenza A ID Screen® Influenza H5 Duck Indirect ELISA. <https://www.innovative-diagnostics.com/fr/produit/id-screen-influenza-h5-duck-indirect-fr/>

ITAVI. (2020). *La filière palmipèdes gras*. ITAVI : Experts des filières avicole, cunicole et piscicole. <https://www.itavi.asso.fr/filieres-palmipedes-gras>

ITAVI. (2021a). Performances techniques et coûts de production en volailles de chair en 2021 (p. 5) [Fiches de synthèse].

ITAVI (2021b). Résultats technico-économiques en palmipèdes gras. Campagne 2021

ITAVI (2022). *eTEMA novembre-décembre 2022*.

Kandeil, A., Mostafa, A., El-Shesheny, R., El-Taweel, A. N., Gomaa, M., Galal, H., Kayali, G., & Ali, M. A. (2017). Avian influenza H5N1 vaccination efficacy in Egyptian backyard poultry. *Vaccine*, 35(45), 6195-6201.

Kang, H., Yan, M., Yu, Q., & Yang, Q. (2014). Characterization of nasal cavity-associated lymphoid tissue in ducks. *Anatomical Record (Hoboken, N.J. : 2007)*, 297(5), 916-924.

Kumar, M., Chu, H.-J., Rodenberg, J., Krauss, S., & Webster, R. G. (2007). Association of serologic and protective responses of avian influenza vaccines in chickens. *Avian Diseases*, 51(1 Suppl), 481-483.

Jiao, P. R., Wei, L. M., Cheng, Y. Q., Yuan, R. Y., Han, F., Liang, J., Liu, W. L., Ren, T., Xin, C. A., & Liao, M. (2012). Molecular cloning, characterization, and expression analysis of the Muscovy duck Toll-like receptor 3 (MdTLR3) gene. *Poultry Science*, 91(10), 2475-2481.

Kida, H., Yanagawa, R., & Matsuoka, Y. (1980). Duck influenza lacking evidence of disease signs and immune response. *Infection and Immunity*, 30(2), 547-553.

Kida, H., Ito, T., Yasuda, J., Shimizu, Y., Itakura, C., Shortridge, K. F., Kawaoka, Y., & Webster, R. G. (1994). Potential for transmission of avian influenza viruses to pigs. *The Journal of General Virology*, 75 (Pt 9), 2183-2188.

Kim, J.-K., Seiler, P., Forrest, H. L., Khalenkov, A. M., Franks, J., Kumar, M., Karesh, W. B., Gilbert, M., Sodnomdarjaa, R., Douangneun, B., Govorkova, E. A., & Webster, R. G. (2008). Pathogenicity and vaccine efficacy of different clades of Asian H5N1 avian influenza A viruses in domestic ducks. *Journal of Virology*, 82(22), 11374-11382.

Knight-Jones, T. J. D., Edmond, K., Gubbins, S., & Paton, D. J. (2014). Veterinary and human vaccine evaluation methods. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 281(1784), 20132839.

Kowalinski, E., Louber, J., Gerlier, D., & Cusack, S. (2012). RIG-I - Un commutateur moléculaire détecteur d'ARN viral. *Med Sci (Paris)*, 28(2), 136-138.

- Krammer, F., Smith, G. J. D., Fouchier, R. A. M., Peiris, M., Kedzierska, K., Doherty, P. C., Palese, P., Shaw, M. L., Treanor, J., Webster, R. G., & García-Sastre, A. (2018). Influenza. *Nature Reviews Disease Primers*, 4(1), 3.
- Lambert, S., Durand, B., Andraud, M., Delacourt, R., Scoizec, A., Le Bouquin, S., Rautureau, S., Bauzile, B., Guinat, C., Fourtune, L., Guérin, J.-L., Paul, M. C., & Vergne, T. (2022). Two major epidemics of highly pathogenic avian influenza virus H5N8 and H5N1 in domestic poultry in France, 2020-2022. *Transboundary and Emerging Diseases*, 69(6), 3160-3166.
- Lawn, A. M., & Rose, M. E. (1981). Presence of a complete endothelial barrier between lymph and lymphoid tissue in the lumbar lymph nodes of the duck (*Anas platyrhynchos*). *Research in Veterinary Science*, 30(3), 335-342.
- Le Bouquin, S., Scoizec, A., Niqueux, E., Schmitz, A., & Briand, F.-X. (2016). L'épisode d'influenza aviaire en France en 2015-2016 – Situation épidémiologique au 30 juin 2016. *Bulletin épidémiologique, santé animale et alimentation*, 75, 2-8.
- Le Gall-Reculé, G., Briand, F.-X., Schmitz, A., Guionie, O., Massin, P., & Jestin, V. (2008). Double introduction of highly pathogenic H5N1 avian influenza virus into France in early 2006. *Avian Pathology*, 37(1), 15-23.
- Lee, D.-H., Criado, M. F., & Swayne, D. E. (2021). Pathobiological Origins and Evolutionary History of Highly Pathogenic Avian Influenza Viruses. *Cold Spring Harbor Perspectives in Medicine*, 11(2).
- Lemiere, S. (2013). Actualités sur la pathologie virale du canard de barbarie *Cairina moschata* en élevage professionnel de chair—Exemple de la parvovirose. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*, 166(3), 206-212.
- Liu, S. S., & Higgins, D. A. (1990). Yolk-sac transmission and post-hatching ontogeny of serum immunoglobulins in the duck (*Anas platyrhynchos*). *Comparative Biochemistry and Physiology. B, Comparative Biochemistry*, 97(4), 637-644.
- Litt, J., Leterrier, C., & Fortun-Lamothe, L. (2020). Conditions d'élevage des palmipèdes à foie gras : Des demandes sociétales à une démarche de progrès. *INRAE Productions Animales*, 33(3), 203-222.
- Long, J. S., Mistry, B., Haslam, S. M., & Barclay, W. S. (2019). Host and viral determinants of influenza A virus species specificity. *Nature Reviews Microbiology*, 17(2), 67-81.
- Lundqvist, M. L., Middleton, D. L., Radford, C., Warr, G. W., & Magor, K. E. (2006). Immunoglobulins of the non-galliform birds : Antibody expression and repertoire in the duck. *Developmental and Comparative Immunology*, 30(1-2), 93-100.
- Ly, H. (2024). Highly pathogenic avian influenza H5N1 virus infections of dairy cattle and livestock handlers in the United States of America. *Virulence*, 15(1), 2343931.
- MacDonald, M. R. W., Xia, J., Smith, A. L., & Magor, K. E. (2008). The duck toll like receptor 7 : Genomic organization, expression and function. *Molecular Immunology*, 45(7), 2055-2061.
- Madslie, K., Moldal, T., Gjerset, B., Gudmundsson, S., Follestad, A., Whittard, E., Tronerud, O.-H., Dean, K. R., Åkerstedt, J., Jørgensen, H. J., das Neves, C. G., & Rømo, G. (2021). First detection of highly pathogenic avian influenza virus in Norway. *BMC Veterinary Research*, 17(1), 218.
- Magor, K. E., Warr, G. W., Middleton, D., Wilson, M. R., & Higgins, D. A. (1992). Structural relationship between the two IgY of the duck, *Anas platyrhynchos* : Molecular genetic evidence. *Journal of Immunology (Baltimore, Md. : 1950)*, 149(8), 2627-2633.
- Magor, K. E., Warr, G. W., Bando, Y., Middleton, D. L., & Higgins, D. A. (1998). Secretory immune system of the duck (*Anas platyrhynchos*). Identification and expression of the genes encoding IgA and IgM heavy chains. *European Journal of Immunology*, 28(3), 1063-1068.
- Magor, K. E. (2011). Immunoglobulin genetics and antibody responses to influenza in ducks. *Developmental and Comparative Immunology*, 35(9), 1008-1016.
- Marguerie, J. (2013). Vaccination des volailles contre les pasteurelloses dues à *Pasteurella multocida*. *Bulletin des Groupements Techniques Vétérinaires*, 68, 57-62
- MA. (1986). Décret n°86-226 du 18 février 1986 relatif à la dénomination « MAGRET » ou « MAIGRET », *Journal Officiel de la République Française 0043*.
- MAA. (2017a). Arrêté du 31 juillet 2017 fixant les conditions de production communes relatives à la production en label rouge « palmipèdes gavés », *BO-Agri*.
- MAA. (2017b). Arrêté du 28 septembre 2017 portant homologation de cahiers des charges de label rouge, *Journal Officiel de la République Française 0234*.
- MAA. (2019). Arrêté du 26 août 2019 portant homologation du cahier des charges du label rouge n°LA/19/02 Produits transformés de canards mulards gavés, *Journal Officiel de la République Française 0202*.
- MAA. (2020a). Arrêté du 5 octobre 2020 portant homologation de cahiers des charges de label rouge, *Journal Officiel de la République Française 0253*.
- MAA. (2020b). Arrêté du 6 août 2020 portant homologation du cahier des charges du label rouge n° LA 02/85 « Canard fermier élevé en plein air », *Journal Officiel de la République Française 0199*.
- MAAF. (2015a). Arrêté du 21 avril 2015 établissant des normes minimales relatives à l'hébergement des palmipèdes destinés à la production de foie gras, *Journal Officiel de la République Française 0101*.
- MAAF. (2015b). Cahier des charges de l'indication géographique protégée (IGP) « Canard à foie gras du Sud-Ouest (Chalosse, Gascogne, Gers, Landes, Périgord, Quercy) », *BO-Agri*
- MAAF. (2016a). Influenza aviaire hautement pathogène H5N8 : un cas détecté en France sur des canards sauvages. *Communiqué de presse*. <https://agriculture.gouv.fr/influenza-aviaire-hautement-pathogene-h5n8-un-cas-detecte-en-france-sur-des-canards-sauvages>
- MAAF. (2016b). Arrêté du 16 mars 2016 relatif aux niveaux du risque épizootique en raison de l'infection de l'avifaune par un virus de l'influenza aviaire hautement pathogène et aux dispositifs associés de surveillance et de prévention chez les volailles et autres oiseaux captifs, *Journal Officiel de la République Française 0076*.
- MAP. (1993). Décret n°93-999 du 9 août 1993 relatif aux préparations à base de foie gras, *Journal Officiel de la République Française 187*.
- MAP. (2006). Arrêté du 24 février 2006 relatif à la vaccination contre l'influenza aviaire des oiseaux détenus dans les établissements zoologiques, *Journal Officiel de la République Française 0048*
- MASA. (2021). Arrêté du 29 septembre 2021 relatif aux mesures de biosécurité applicables par les opérateurs et les professionnels liés aux animaux dans les établissements détenant des volailles ou des oiseaux captifs dans le cadre de

la prévention des maladies animales transmissibles aux animaux ou aux êtres humains, *Journal Officiel de la République Française* 0228

MASA. (2022a). Arrêté du 9 août 2022 fixant les conditions de production communes relatives à la production en label rouge 'volailles fermières de chair, BO-Agri.

MASA. (2022b). Épidémiologie d'influenza aviaire de 2021-2022 : versement d'une seconde avance à partir de mi-janvier pour soutenir la filière. Communiqué de presse. <https://agriculture.gouv.fr/influenza-aviaire-2021-2022-versement-dune-seconde-avance-partir-de-mi-janvier>

MASA. (2022c). Influenza aviaire : un plan d'action pour une stratégie vaccinale des volailles en complément des mesures biosécurité et de sauvegarde des sites sensibles. Communiqué de presse. <https://agriculture.gouv.fr/influenza-aviaire-un-plan-daction-pour-une-strategie-vaccinale-des-volailles>

MASA. (2023a) 'Plan d'action vaccination IAHP - Volumétrie'.

MASA. (2023b). Arrêté du 25 septembre 2023 relatif aux mesures de surveillance, de prévention, de lutte et de vaccination contre l'influenza aviaire hautement pathogène (IAHP), *Journal Officiel de la République Française* 0225

MASA. (2023c). Fourniture, stockage et livraison de doses de vaccin dirigées contre le virus de l'influenza aviaire hautement pathogène (IAHP) - Cahier des Clauses Techniques Particulières (CCTP). Consultation DGAL-2023-029.

MASA. (2023d). Fourniture, stockage et livraison de doses de vaccin dirigées contre le virus de l'influenza aviaire hautement pathogène (IAHP) - Cahier des Clauses Techniques Particulières (CCTP). Consultation DGAL-2023-086.

MASA. (2024a). Influenza aviaire : la situation en France. <https://agriculture.gouv.fr/influenza-aviaire-la-situation-en-france#section-2>

MASA. (2024b). Influenza aviaire : six mois après le début de la campagne de vaccination des canards, un premier bilan très positif. Communiqué de presse. <https://agriculture.gouv.fr/influenza-aviaire-six-mois-apres-le-debut-de-la-campagne-de-vaccination-des-canards-un-premier>

MASA. (2024c). Tout ce qu'il faut savoir sur le plan de vaccination influenza aviaire de la France. <https://agriculture.gouv.fr/influenza-aviaire-le-plan-daction-vaccination-de-la-france>

MASA. (2024d). Influenza aviaire hautement pathogène : un premier foyer détecté dans un élevage de volailles en Ille-et-Vilaine. Communiqué de presse. <https://agriculture.gouv.fr/iahp-un-premier-foyer-detecte-dans-un-elevage-de-volailles-en-ille-et-vilaine#:~:text=Le premier foyer d'influenza,enquête épidémiologique est en cours.>

MASA. (2024e). Influenza aviaire hautement pathogène : deuxième foyer détecté en France, dans un élevage de volailles du Morbihan. Communiqué de presse. <https://agriculture.gouv.fr/influenza-aviaire-hautement-pathogene-deuxieme-foyer-detecte-en-france-dans-un-elevage-de-volailles>

Meddings, J. I., Owens, L., Burgess, G., & Ariel, E. (2014). Revelations in reptilian and avian immunology : A proposed evolutionary selection pressure for truncated immunoglobulin-Y. *International Journal of Immunological Studies*, 2(1), 29-41.

Moreno, A., Bonfante, F., Bortolami, A., Cassaniti, I., Caruana, A., Cottini, V., Cereda, D., Farioli, M., Fusaro, A., Lavazza, A., Lecchini, P., Lelli, D., Maroni Ponti, A., Nassuato, C., Pastori, A., Roviada, F., Ruocco, L., Sordilli, M., Baldanti, F., & Terregino, C. (2023). Asymptomatic infection with clade 2.3.4.4b highly pathogenic avian influenza A(H5N1) in carnivore pets, Italy, April 2023. *Euro Surveillance : Bulletin Européen Sur Les Maladies Transmissibles = European Communicable Disease Bulletin*, 28(35).

MSA. (2021). Agri'écoute, un service d'écoute en cas de détresse. <https://www.msa.fr/lfp/fr/solidarite/prevention-suicide>

Nagy, N., Bódi, I., & Oláh, I. (2016). Avian dendritic cells : Phenotype and ontogeny in lymphoid organs. *Developmental and Comparative Immunology*, 58, 47-59.

Niqueux, É., Flodrops, M., Allée, C., Lebras, M.-O., Pierre, I., Louboutin, K., Guillemoto, C., Le Prioux, A., Le Bouquin-Leneveu, S., Keïta, A., Amelot, M., Martenot, C., Massin, P., Cherbonnel-Pansart, M., Briand, F.-X., Schmitz, A., Cazaban, C., Dauphin, G., Delquigny, T., ... Etterradossi, N. (2023). Evaluation of three hemagglutinin-based vaccines for the experimental control of a panzootic clade 2.3.4.4b A(H5N8) high pathogenicity avian influenza virus in mule ducks. *Vaccine*, 41(1), 145-158.

Nochi, T., Jansen, C. A., Toyomizu, M., & van Eden, W. (2018). The Well-Developed Mucosal Immune Systems of Birds and Mammals Allow for Similar Approaches of Mucosal Vaccination in Both Types of Animals. *Frontiers in Nutrition*, 5, 60.

Oliveira, C. A., Telles, L. F., Oliveira, A. G., Kalapothakis, E., Gonçalves-Dornelas, H., & Mahecha, G. A. B. (2006). Expression of different classes of immunoglobulin in intraepithelial plasma cells of the Harderian gland of domestic ducks *Anas platyrhynchos*. *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 113(3-4), 257-266.

Observatoire économique de l'achat public. (2007). Spécification technique n° B1-18-07 du 4 mai 2007, applicable aux abats et aux viandes de volailles, de caillies et de lapins, en carcasses ou pièces.

Oliveira Cavalcanti, M., Vaughn, E., Capua, I., Cattoli, G., Terregino, C., Grund, C., Vega, C., Robles, F., Franco, J., Darji, A., Arafa, A.-S., & Mundt, E. (2017). A genetically engineered H5 protein expressed in insect cells confers protection against different clades of H5N1 highly pathogenic avian influenza viruses in chickens. *Avian Pathology : Journal of the W.V.P.A*, 46(2), 224-233.

OMS. (1980). A revision of the system of nomenclature for influenza viruses : A WHO memorandum. *Bulletin of the World Health Organization*, 58(4), 585-591.

OMS. (2023a). Influenza (Avian and other zoonotic). [https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/influenza-\(avian-and-other-zoonotic\)](https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/influenza-(avian-and-other-zoonotic))

OMS. (2023b). Les épidémies de grippe aviaire en cours chez les animaux présentent un risque pour l'être humain. <https://www.who.int/fr/news/item/12-07-2023-ongoing-avian-influenza-outbreaks-in-animals-pose-risk-to-humans>

OMS. (2024). Cumulative number of confirmed human cases for avian influenza A(H5N1) reported to WHO, 2003-2024, 26 February 2024. [https://www.who.int/publications/m/item/cumulative-number-of-confirmed-human-cases-for-avian-influenza-a\(h5n1\)-reported-to-who--2003-2024-26-february-2024](https://www.who.int/publications/m/item/cumulative-number-of-confirmed-human-cases-for-avian-influenza-a(h5n1)-reported-to-who--2003-2024-26-february-2024)

OMSA. (2023a). Avian influenza (including infection with high pathogenicity avian influenza viruses). In *Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals* (12th éd.).






OMSA. (2023b). *Résolution n° 28 - Défis stratégiques afférents au contrôle mondial de l'influenza aviaire de haute pathogénicité*. 90^e Session Générale de l'OMSA.

- OMSA. (2024). Cas de grippe aviaire chez les mammifères. <https://www.woah.org/fr/maladie/influenza-aviaire/#ui-id-2>
- Pantin-Jackwood, M. J., & Swayne, D. E. (2009). Pathogenesis and pathobiology of avian influenza virus infection in birds. *Revue Scientifique et Technique (International Office of Epizootics)*, 28(1), 113-136.
- Pantin-Jackwood, M. J., Suarez, D. L., Spackman, E., & Swayne, D. E. (2007). Age at infection affects the pathogenicity of Asian highly pathogenic avian influenza H5N1 viruses in ducks. *Virus Research*, 130(1-2), 151-161.
- Pantin-Jackwood, M., Swayne, D. E., Smith, D., & Shepherd, E. (2013). Effect of species, breed and route of virus inoculation on the pathogenicity of H5N1 highly pathogenic influenza (HPAI) viruses in domestic ducks. *Veterinary Research*, 44(1), 62.
- Pantin-Jackwood, M. J. (2016). Pathobiology of avian influenza in domestic ducks. In *Animal Influenza* (p. 337-362). D.E. Swayne.
- Parham, P. (1995). Antibody structure. The duck's dilemma. *Nature*, 374(6517), 16-17.
- Peyre, M., Samaha, H., Makonnen, Y. J., Saad, A., Abd-Elnabi, A., Galal, S., Ettel, T., Dauphin, G., Lubroth, J., Roger, F., & Domenech, J. (2009). Avian influenza vaccination in Egypt : Limitations of the current strategy. *Journal of Molecular and Genetic Medicine : An International Journal of Biomedical Research*, 3(2), 198-204.
- Pingel, H., Guy, G., & Baéza, E. (2012a). Domestication des canards. In *Production de canards* (p. 21-28). Quae.
- Pingel, H., Guy, G., & Baéza, E. (2012b). Production de foie gras. In *Production de canards* (p. 197-210). Quae.
- Pingel, H., Guy, G., & Baéza, E. (2012c). Production de canards à viande. In *Production de canards* (p. 183-196). Quae.
- Pingel, H., Guy, G., & Baéza, E. (2012d). Habitat et matériel d'élevage. In *Production de canards* (p. 105-122). Quae.
- Plateforme ESA. (2024). Application interactive de visualisation des foyers et cas en Europe pour les principales maladies suivies par la Veille Sanitaire Internationale. <https://shiny-public.anses.fr/shiny-vsi/>
- Radwan, M., Vianello, L., Baraldo, L., Bonfante, F., Lemiere, S., Prandino, F., Mundt, E. (2023, 4-8 septembre). A single shot of VOLVAC B.E.S.T. AI+ND provides clinical protection in broilers against an H5N8 (clade 2.3.4.4b) highly pathogenic avian influenza virus (HPAI) also in presence of H5-specific Maternally Derived Immunity [communication par affiche]. 22th congress of the World Veterinary Poultry Association, Verona, Italy
- Ramey, A. M., Reeves, A. B., Drexler, J. Z., Ackerman, J. T., De La Cruz, S., Lang, A. S., Leyson, C., Link, P., Prosser, D. J., Robertson, G. J., Wight, J., Youk, S., Spackman, E., Pantin-Jackwood, M., Poulson, R. L., & Stallknecht, D. E. (2020). Influenza A viruses remain infectious for more than seven months in northern wetlands of North America. *Proceedings. Biological Sciences*, 287(1934), 20201680.
- Réussir. (2022). [Space 2022] Grippe aviaire : les chiffres clés d'une crise majeure. <https://www.reussir.fr/lesmarches/space-2022-grippe-aviaire-les-elements-dune-crise-majeure>
- Réussir. (2023). VIDEO Grippe aviaire : un automate qui facilite la vaccination des canards. <https://www.reussir.fr/volailles/influenza-aviaire-primovacciner-les-canards-avec-un-automate>
- Rimondi, A., Vanstreels, R. E. T., Olivera, V., Donini, A., Lauriente, M. M., & Uhart, M. M. (2024). Highly Pathogenic Avian Influenza A(H5N1) Viruses from Multispecies Outbreak, Argentina, August 2023. *Emerging Infectious Diseases*, 30(4), 812-814.
- Rodenburg, T.B. et al. (2005). Welfare of ducks in European duck husbandry systems, *World's Poultry Science Journal*, 61(4), pp. 633-646.
- Saito, L. B., Diaz-Satizabal, L., Evseev, D., Fleming-Canepa, X., Mao, S., Webster, R. G., & Magor, K. E. (2018). IFN and cytokine responses in ducks to genetically similar H5N1 influenza A viruses of varying pathogenicity. *The Journal of General Virology*, 99(4), 464-474.
- Schmitz, A., Le Bras, M.-O., Guillemoto, C., Pierre, I., Rose, N., Bougeard, S., & Jestin, V. (2013). Evaluation of a commercial ELISA for H5 low pathogenic avian influenza virus antibody detection in duck sera using Bayesian methods. *Journal of Virological Methods*, 193(1), 197-204.
- Shi, J., Zeng, X., Cui, P., Yan, C., & Chen, H. (2023). Alarming situation of emerging H5 and H7 avian influenza and effective control strategies. *Emerging Microbes & Infections*, 12(1), 2155072.
- Sims, L. D., Weaver, J., & Swayne, D. E. (2016). Epidemiology of avian influenza in agricultural and other man-made systems. In *Animal Influenza* (p. 302-336).
- Smith, G. J. D., & Donis, R. O. (2015). Nomenclature updates resulting from the evolution of avian influenza A(H5) virus clades 2.1.3.2a, 2.2.1, and 2.3.4 during 2013-2014. *Influenza and Other Respiratory Viruses*, 9(5), 271-276.
- Smith, J., Smith, N., Yu, L., Paton, I. R., Gutowska, M. W., Forrest, H. L., Danner, A. F., Seiler, J. P., Digard, P., Webster, R. G., & Burt, D. W. (2015). A comparative analysis of host responses to avian influenza infection in ducks and chickens highlights a role for the interferon-induced transmembrane proteins in viral resistance. *BMC Genomics*, 16.
- SNGTV. (2023a). Fiche 2 Mise En Oeuvre Pratique De La Vaccination En Conditions Terrain. *Fiches opérationnelles de la stratégie vaccinale française IAHP*.
- SNGTV. (2023b). Fiche 5 Bonnes pratiques de vaccination. *Fiches opérationnelles de la stratégie vaccinale française IAHP*.
- SNGTV. (2024, 27 mars). Audits vaccination IAHP [communication orale]. *Webinaire ITAVI Retour d'expérience sur la vaccination Influenza Aviaire*.
- Shehata, A. A., & Tellez-Isaias, G. (2023). Vaccination against highly pathogenic avian influenza (HPAI) : From opposition to acceptance. Proceeding of The First International Avian Influenza Summit, University of Arkansas- October 16-17, 2023rd. *GMPC Thesis and Opinions Platform*, 3(1), 27.
- Short, K. R., Veldhuis Kroeze, E. J. B., Reperant, L. A., Richard, M., & Kuiken, T. (2014). Influenza virus and endothelial cells : A species specific relationship. *Frontiers in Microbiology*, 5, 653.
- Suarez, D. L., Senne, D. A., Banks, J., Brown, I. H., Essen, S. C., Lee, C.-W., Manvell, R. J., Mathieu-Benson, C., Moreno, V., Pedersen, J. C., Panigrahy, B., Rojas, H., Spackman, E., & Alexander, D. J. (2004). Recombination resulting in virulence shift in avian influenza outbreak, Chile. *Emerging Infectious Diseases*, 10(4), 693-699.
- Suarez, D. L. (2016). Influenza A virus. In *Animal Influenza* (p. 1-30). D.E. Swayne.
- Stallknecht, D. E., & Brown, J. D. (2016). Wild bird infections and the ecology of avian influenza viruses. In *Animal Influenza* (p. 153-176). D.E. Swayne.

- Sultan, H. A., Arafa, A.-E., Talaat, S., Gaballa, A. A., Kilany, W. H., Elfeil, W. K., Shehata, A. A., & Amarin, N. (2019). Efficacy of Clade 2.3.2 H5-Recombinant Baculovirus Vaccine in Protecting Muscovy and Pekin Ducks from Clade 2.3.4.4 H5N8 Highly Pathogenic Avian Influenza Infection. *Avian Diseases*, 63(sp1), 219-229.
- Sultana, N., Khan, M., Wares, M., & Masum, M. (2012). Histomorphological Study Of The Major Lymphoid Tissues In Indigenous Ducklings Of Bangladesh. *Bangladesh Journal of Veterinary Medicine*, 9(1), 53-58.
- Sun, X., Liu, E., Wang, T., Zhang, Q., Yang, P., Ahmed, N., Zhao, Q., & Chen, Q. (2019). The novel histological evidence of the blood-spleen barrier in duck (*Anas platyrhynchos*). *Histology and Histopathology*, 34(1), 33-45.
- SYNALAF. (2020). Chiffres clés volailles BIO. <http://www.volaillesoeufsbio.com/fr/chiffres-cles-des-volailles-bio/>
- Spackman, E., Cattoli, G., & Suarez, D. L. (2016). Diagnostics and surveillance methods. In *Animal Influenza* (p. 31-44).
- Spackman, E., & Swayne, D. E. (2013). Vaccination of gallinaceous poultry for H5N1 highly pathogenic avian influenza : Current questions and new technology. *Virus Research*, 178(1), 121-132.
- Swayne, D. E. (2009). Avian influenza vaccines and therapies for poultry. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 32(4), 351-363.
- Swayne, D. E., & Kapczynski, D. R. (2016). Vaccines and vaccination for avian influenza in poultry. In *Animal Influenza* (p. 378-434).
- Swayne, D.E., Sims, L., Brown, I., Harder, T., Stegeman, A., Abolnik, C., Delgado, M., Awada, L., Pavade, G., Torres, G. (2023). Thème technique Défis stratégiques afférents au contrôle mondial de l'influenza aviaire hautement pathogène. 90^e Session Générale de l'OMSA, 8
- Uyeki, T. M., Hui, D. S., Zambon, M., Wentworth, D. E., & Monto, A. S. (2022). Influenza. *The Lancet*, 400(10353), 693-706.
- van Ginkel, F. W., Tang, D. C., Gulley, S. L., & Toro, H. (2009). Induction of mucosal immunity in the avian Harderian gland with a replication-deficient Ad5 vector expressing avian influenza H5 hemagglutinin. *Developmental and Comparative Immunology*, 33(1), 28-34.
- Verhagen, J. H., Fouchier, R. A. M., & Lewis, N. (2021). Highly Pathogenic Avian Influenza Viruses at the Wild-Domestic Bird Interface in Europe : Future Directions for Research and Surveillance. *Viruses*, 13(2).
- Von Rautenfeld, D. B., & Budras, K.-D. (1983). Topography, ultrastructure and phagocytic capacity of avian lymph nodes. *Cell and Tissue Research*, 228(2), 389-403.
- Webster, R. G., Yakhno, M., Hinshaw, V. S., Bean, W. J., & Copal Murti, K. (1978). Intestinal influenza : Replication and characterization of influenza viruses in ducks. *Virology*, 84(2), 268-278.
- Webster, R. G., Bean, W. J., Gorman, O. T., Chambers, T. M., & Kawaoka, Y. (1992). Evolution and ecology of influenza A viruses. *Microbiological Reviews*, 56(1), 152-179.
- Xu, X., Subbarao, K., Cox, N. J., & Guo, Y. (1999). Genetic Characterization of the Pathogenic Influenza A/Goose/Guangdong/1/96 (H5N1) Virus : Similarity of Its Hemagglutinin Gene to Those of H5N1 Viruses from the 1997 Outbreaks in Hong Kong. *Virology*, 261(1), 15-19.
- Xu, M., Li, W., Yang, S., Sun, X., Tarique, I., Yang, P., & Chen, Q. (2020). Morphological characterization of postembryonic development of blood-spleen barrier in duck. *Poultry Science*, 99(8), 3823-3830.
- Yamamoto, Y., Nakamura, K., Okamatsu, M., Yamada, M., & Mase, M. (2008). Avian influenza virus (H5N1) replication in feathers of domestic waterfowl. *Emerging Infectious Diseases*, 14(1), 149-151.
- Yeo, J. Y., & Gan, S. K.-E. (2021). Peering into Avian Influenza A(H5N8) for a Framework towards Pandemic Preparedness. *Viruses*, 13(11).

ANNEXES

Annexe 1. Comparaison des cahiers des charges des produits du canard d'élevage sous signes de qualité

	 Agriculture biologique	 Indication géographique protégée Canard à foie gras du Sud-Ouest	 Canard mulard gavé entier, foie gras cru et produits de découpes crus frais et magrets surgelés (LA/12/69)	 LABEL ROUGE Canard fermier élevé en plein air (LA/02/85)	 Canard de Barbarie fermier élevé en plein air (LA/04/74)
Accoupage	<ul style="list-style-type: none"> Canards de Barbarie Canards de Pékin Canards mulards 	<ul style="list-style-type: none"> Canards mâles de Barbarie Canards mâles mulards 	<ul style="list-style-type: none"> Canards mâles uniquement issu du croisement <i>Callina moschata</i> x <i>Anas platyrhynchos</i> (dit mulard) Les croisements doivent permettre l'obtention de canards colorés Souches mâles : Dominant, SR60, MMGAS, CF80, BIA Souches femelles : M12, SL2, PKLC, PMC 	<ul style="list-style-type: none"> Croisements de l'espèce « Canard de Barbarie » répondant au « Répertoire des croisements utilisables pour la production sous label rouge ». Poids minimal de l'œuf à couver : 60 g Epointage du bec et griffes uniquement possible au couvoir (à l'infrarouge) 	<ul style="list-style-type: none"> Croisements de l'espèce « Canard de Barbarie » répondant au « Répertoire des croisements utilisables pour la production sous label rouge ». Poids minimal de l'œuf à couver : 60 g Epointage du bec et griffes uniquement possible au couvoir (à l'infrarouge)
Mise en place	<ul style="list-style-type: none"> Nombre maximal d'animaux par compartiment dans un bâtiment : <ul style="list-style-type: none"> 4 000 femelles 3 200 mâles 	<ul style="list-style-type: none"> 36 000 max/exploitant/an 72 000/exploitation 	<ul style="list-style-type: none"> 26 000 max/exploitant avec 2 exploitants max/exploitation 12 800 max/exploitation 3 200 max/bâtiment 	<ul style="list-style-type: none"> 3 200 mâles ou 4 000 femelles max/bâtiment 12 800 mâles ou 16 000 femelles max/site d'élevage 	<ul style="list-style-type: none"> 3 200 mâles ou 4 000 femelles max/bâtiment 12 800 mâles ou 16 000 femelles max/site d'élevage
Densité	<ul style="list-style-type: none"> Max 10 canards/m² et 21 kg de poids vif/m² 	<ul style="list-style-type: none"> Jusqu'à 21 j : 15 canards/m² Du 22e au 42e j : 10 canards/m² Du 43e j jusqu'à la mise en gavage : 10 canards/m² avec un parcours de 5 m² min/canard ou 7,5 canards/m² avec un parcours de 3 m² min/canard 	<p>Si les canards restent dans le même bâtiment pendant toute la durée d'élevage :</p> <ul style="list-style-type: none"> sur litière : 7,5 canards max/m² et 35 kg max PV/m² sur caillabois : 8 canards max/m² et 35 kg max PV/m² <p>Si les canards sont déplacés en cours d'élevage :</p> <ul style="list-style-type: none"> Jusqu'à 21 j : 15 canards max/m² du 22e au 42e j : 10 canards max/m² après le 42e j : 7,5 canards max/m² 	<ul style="list-style-type: none"> Largeur maximale du bâtiment d'élevage : 9 m Distance minimale entre 2 sites d'élevage : 80 m pour les exploitations comprenant des bâtiments ≤ 150 m² ; 100 m pour les autres exploitations Surface utilisable maximale de chaque bâtiment d'élevage : 400 m² Ventilation statique obligatoire Sur litière et/ou sur caillabois Hauteur minimale des trappes : 40 cm Présence d'un trottoir de 1 m de largeur devant les trappes Présence d'éléments naturels permettant une séparation suffisante des sites et une intégration paysagère compatible avec l'image fermière des volailles label rouge 	<ul style="list-style-type: none"> Largeur maximale du bâtiment d'élevage : 9 m Distance minimale entre 2 sites d'élevage : 80 m pour les exploitations comprenant des bâtiments ≤ 150 m² ; 100 m pour les autres exploitations Surface utilisable maximale de chaque bâtiment d'élevage : 400 m² Sur litière et/ou sur caillabois Hauteur minimale des trappes : 35 cm Présence d'éléments naturels permettant une séparation suffisante des sites et une intégration paysagère compatible avec l'image fermière des volailles label rouge
Logement	<ul style="list-style-type: none"> Surface totale maximale pour une unité de production : 1 600 m² Eclairage naturel et aération abondants Possibilité de compléter artificiellement la lumière naturelle (max 10h de luminosité) Minimum 1/3 de la surface au sol : en dur (ni callebotis ni grille), recouverte d'une litière (paille, copeaux de bois, sable ou tourbe) Trappes entrée/sortie : min 4 m linéaires/100 m² 	<ul style="list-style-type: none"> Surface totale maximale pour une unité de production : 1 600 m² Eclairage naturel et aération abondants Possibilité de compléter artificiellement la lumière naturelle (max 10h de luminosité) Minimum 1/3 de la surface au sol : en dur (ni callebotis ni grille), recouverte d'une litière (paille, copeaux de bois, sable ou tourbe) Trappes entrée/sortie : min 4 m linéaires/100 m² 	<ul style="list-style-type: none"> Recouvert en majeure partie de végétation (arbres, haies, arbustes, bosquets) Entretien sans engrais, ni herbicides de synthèse : les seuls produits autorisés sont ceux prévus dans le cadre de l'agriculture biologique Au minimum 30 arbres ou arbustes sur le parcours Surface minimale / canard : 2,5 m² (♀) ; 3 m² (♂) Age d'accès obligatoire : entre 6 et 8 sem max selon la saison Ouverture des trappes de 9h au plus tard jusqu'au crépuscule 	<ul style="list-style-type: none"> Recouvert en majeure partie de végétation (arbres, haies, arbustes, bosquets) Entretien sans engrais, ni herbicides de synthèse : les seuls produits autorisés sont ceux prévus dans le cadre de l'agriculture biologique Au minimum 30 arbres ou arbustes sur le parcours Surface minimale / canard : 2,5 m² (♀) ; 3 m² (♂) Age d'accès obligatoire : entre 6 et 8 sem max selon la saison Ouverture des trappes de 9h au plus tard jusqu'au crépuscule 	
Parcours	<ul style="list-style-type: none"> Obligation d'accès à un espace de plein air pendant au moins un tiers de la vie du canard Couverture des espaces par de la végétation en majeure partie, avec grand variété de végétaux Cours d'eau, étang, lac ou mare Chaux, saumure, lac ou mare permettent, sinon accès à de l'eau où ils peuvent plonger la tête afin de nettoyer leur plumage Surface minimale : 4,5 m²/canard 	<ul style="list-style-type: none"> Parcours non bétonné en plein air comportant soit une zone herbeuse soit une zone de chaumes soit un couvert forestier Min 5 m²/canard Obligatoire dès le 43e j 	<ul style="list-style-type: none"> Min 3 m²/canard si les ceux-ci restent dans le même bâtiment toute la durée de l'élevage Min 5 m²/canard si ceux-ci sont déplacés en cours d'élevage Accès maximum à 42 j 	<ul style="list-style-type: none"> Recouvert en majeure partie de végétation (arbres, haies, arbustes, bosquets) Entretien sans engrais, ni herbicides de synthèse : les seuls produits autorisés sont ceux prévus dans le cadre de l'agriculture biologique Au minimum 30 arbres ou arbustes sur le parcours Surface minimale / canard : 2,5 m² (♀) ; 3 m² (♂) Age d'accès obligatoire : entre 6 et 8 sem max selon la saison Ouverture des trappes de 9h au plus tard jusqu'au crépuscule 	<ul style="list-style-type: none"> Recouvert en majeure partie de végétation (arbres, haies, arbustes, bosquets) Entretien sans engrais, ni herbicides de synthèse : les seuls produits autorisés sont ceux prévus dans le cadre de l'agriculture biologique Au minimum 30 arbres ou arbustes sur le parcours Surface minimale / canard : 2,5 m² (♀) ; 3 m² (♂) Age d'accès obligatoire : entre 6 et 8 sem max selon la saison Ouverture des trappes de 9h au plus tard jusqu'au crépuscule

<p>Alimentation</p>	<ul style="list-style-type: none"> Interdiction de fabrication d'aliments à la ferme Distribution de grit à volonté durant la phase d'engraissement Interdiction des produits dérivés de palme et palmiste Pourcentage de matières grasses < 6% Démarrage : minimum 50% de grains de céréales et produits dérivés Engraissement : début au plus tard à 36 jours avec minimum 75% de grains de céréales et produits dérivés 	<ul style="list-style-type: none"> Interdiction des produits dérivés de palme et palmiste Pourcentage de matières grasses < 6% Démarrage : minimum 50% de grains de céréales et produits dérivés Engraissement : début au plus tard à 36 jours avec minimum 75% de grains de céréales et produits dérivés 	<ul style="list-style-type: none"> À partir du 43e jusqu'à la mise en gavage : ≥ 70% de céréales avec max 15% de sous-produits de céréales et max 40% de blé Autorisation des minéraux (hors ceux issus de produits animaux) Certains additifs interdits (BHT, lignosulfites) 	<p>1 à 42 J : min 50% de grains de céréales et produits dérivés ou de graines de légumineuses</p> <p>43 J à la mise en gavage : min 70% de grains de céréales et produits dérivés ou de graines de légumineuses, min 15% d'incorporation de maïs, max 40% d'incorporation de blé (hors issues), max 20% de produits dérivés de grains de céréales</p>	<ul style="list-style-type: none"> Min 30% de l'alimentation produite sur l'exploitation agricole où sont détenus les animaux ou provenant d'autres élevages biologiques ou en conversion de la même région Obligation d'ajout de fourrages grossiers, frais séchés ou ensilés à la ration journalière Interdiction du gavage Interdiction de l'utilisation de facteurs de croissance (antibiotiques, coccidiostatiques...), d'acides aminés de synthèse et dérivés d'OGM ou d'OGM Utilisation préférentielle des produits phytothérapeutiques, homéopathiques, minéraux ou additifs nutritionnels Utilisation du traitement vétérinaire allopathique ou des antibiotiques en cas d'inefficacité de ces traitements Doublément du temps d'attente lors de l'utilisation d'un antibiotique avec un temps d'attente minimal de 48h Maximum 1 traitement curatif par animal, y compris les antibiotiques
<p>Prophylaxie et soins vétérinaires</p>	<ul style="list-style-type: none"> Aucun traitement soumis à prescription vétérinaire lors des 10 derniers jours avant abattage 	<ul style="list-style-type: none"> Traitement vétérinaire doit être interrompu avant la mise en gavage En cas de traitement pendant le gavage, pas de label 	<ul style="list-style-type: none"> Au plus tôt à 81 J (mulard), 82 J (Barbare) 1000 canards/exploitant ou 3000 canards/exploitation regroupant plusieurs associés 3,5 kg (mulard), 3,7 kg (Barbare) 5 (gavage collectif au sol), 7 (parc collectif, callebotis), réglementation en vigueur (autres logements) Maïs sans résidu de maïs (95% sec), originaire du Sud-Ouest, administré sous forme de grains entiers et/ou broyés. Max 5% d'autres matières premières (grains de céréales, graisse de canard ou d'ole, huiles végétales, sel) 10 J min., 20 repas 	<ul style="list-style-type: none"> 91 J (mulard) 92 J (Barbare) 	<ul style="list-style-type: none"> 49 J (Pékin) 70 J (Barbare) 84 J (Barbare) 92 J (mulard)
<p>Période de gavage <small>Age minimal Nombre maximal Poids moyen du lot à l'entrée Densité (canards max/m2) Alimentation Durée</small></p>	<p>Non concerné</p>	<ul style="list-style-type: none"> Au plus tôt à 90 jours Max 1 000 canards/exploitant Max 13 000 canards produits/an/ exploitants Poids min des PAG = 3,8 kg callebotis), 8 (logement collectif) Maïs en grain entier constitué min 99% de l'aliment 12 J min., 24 repas 	<ul style="list-style-type: none"> 102 J 	<ul style="list-style-type: none"> 70 J (Barbare) 84 J (Barbare) 	<ul style="list-style-type: none"> Interdiction du gavage
<p>Âge d'abattage minimal</p>	<p>Syndicat des volailles fermières de Loué</p>	<p>Vendée Qualité (Volailles de Vendée)</p>	<p>Association pour la promotion et la défense des produits de palmipèdes à foie gras du Sud-Ouest (PALSCO)</p>	<p>Association pour la promotion et la défense des produits de palmipèdes à foie gras du Sud-Ouest (PALSCO)</p>	<ul style="list-style-type: none"> 49 J (Pékin) 70 J (Barbare) 84 J (Barbare) 92 J (mulard)
<p>Organisme demandeur</p>					

Annexe 2. Performances technico-économiques des élevages de canards en 2021 en France

Indicateur	Moyenne 2021
Densité à la mise en place (têtes/m ²)	15
Mortalité tech. (%)	2,6 %
Indice de consommation	2,50
Index de Performance moyen	207,7
Âge d'abattage mâles (jours)	80,8
Âge d'abattage femelles (jours)	67,1
Poids vif moyen (kg)	4,1
Poids vif mâles (kg)	4,56
Poids vif femelles (kg)	2,56
Durée vide sanitaire (j)	45,4
Nombre bandes par an	3
Productivité par bande (kg/m ² /bande)	59,3
Productivité annuelle (kg/m ² /bande)	174
Coût de production (€/kg vif)	1,64

Performances technico-économiques en élevage de canards à rôtir en 2021.

D'après ITAVI, 2021a

Indicateur	2021			
	Moyenne	Standard	IGP S-O	LR
Productivité par bande (têtes/bandes)	6 750	8 565	6 696	2 698
Nombre de bandes par an	2,8	3,4	2,5	2,3
Mortalité (%)	3,5	2,3	3,6	3,7
Consommation d'aliment (kg/têtes)	16,6	15,2	16,7	18,3
Durée d'élevage (j)	84	79	85	92
Poids vif à l'enlèvement (kg/têtes)	4,0	3,5	4,3	4,1
MCA (€/têtes)	3,17	3,49	3,21	3,94

Performances technico-économiques en élevage de canards mulards en 2021.

IGP S-O = Indication géographique protégée « Canard à foie gras du Sud-ouest » ; LR = label rouge

D'après ITAVI, 2021b

Indicateur	2021			
	Moyenne	Standard	IGP S-O	LR
Productivité par bande (têtes/bandes)	1 082	1 110	1 072	1 023
Nombre de bandes par an	12,7	16,2	11,0	10,9
Mortalité (%)	1,8	1,7	1,8	2,2
Consommation d'aliment (kg/têtes)	8,1	7,7	8,4	8,3
Durée d'élevage (j)	10,8	10,1	11,3	11,0
Poids vif à l'enlèvement (kg/têtes)	530,2	521,4	534,3	545,5
MCA (€/têtes)	4,39	4,37	4,57	3,80

Performances technico-économiques en gavage de canards mulards en 2021.

IGP S-O = Indication géographique protégée « Canard à foie gras du Sud-ouest » ; LR = Label rouge

D'après ITAVI, 2021b

Annexe 3. Modèle de compte-rendu de vaccination, SNGTV

VACCINATION IAHP

Compte-rendu de vaccination.

Pour CHAQUE chantier et CHAQUE bâtiment concerné par la vaccination, renseigner les informations suivantes :

Date de la vaccination			
Production : barbarie – pékin – mulard / commerciaux – reproducteurs (entourer et rayer les autres mentions)			
1 ^{ère} vaccination – 2 ^{ème} vaccination – rappel (entourer et rayer les autres mentions)			
Vaccin utilisé :		N° lot vaccin :	
Numéro d'intervention (Calypso) de l'intervention précédente			
Elevage			
Eleveur présent		Oui/non	
Numéro INUAV du bâtiment			
Numéro de lot des animaux vaccinés (IMEP)			
L'âge et le nombre d'animaux vaccinés		jours	canards
	Flacons utilisés entiers	Flacons utilisés entamés non finis	Flacons entiers non utilisés
Nombre de flacons		Peser les flacons ¹ : g	
Numéros de lot des flacons			
Nombre d'animaux blessés ou morts lors du chantier			
Noms des vaccinateurs et attrapeurs et leur entreprise			
Heure de début et de fin du chantier			
Heure et durée de la pause s'il y en a eu			

Appeler le vétérinaire sanitaire pour tout problème ou non-conformité majeure à tout moment du chantier de vaccination

¹ Poids indicatifs du: flacon vide : 80 g - flacon plein : 533 g

Annexe 4. Modèle de compte-rendu de vaccination, Chêne Vert Conseil

Fiche d'intervention équipe de vaccination - Vaccination IAHP



Date de vaccination :		Nom équipe :	
Cabinet vétérinaire :			
Elevage (Nom et adresse) :			
Vaccin : <input type="checkbox"/> VOLVAC BEST <input type="checkbox"/> CEVA RESPONS		<input type="checkbox"/> Première injection	<input type="checkbox"/> Deuxième injection
Espèce vaccinée :	<input type="checkbox"/> Barbarie	<input type="checkbox"/> Mulard	<input type="checkbox"/> Pékin
Données élevage :			
Éleveur présent lors de la vaccination :		<input type="checkbox"/> Oui	<input type="checkbox"/> Non
Collaboration/préparation du chantier par l'éleveur :		<input type="checkbox"/> Oui	<input type="checkbox"/> Non
Conditions de biosécurité :		<input type="checkbox"/> Adéquates	<input type="checkbox"/> Insuffisantes
Données du lot :			
N° IMEP :		N° INUAV :	
Age et nombre d'animaux :	jours	canards	
Données du chantier :			
N° de lot du vaccin :		N° de lot diluant si vaccination CEVA RESPONS :	
Nombre de flacons de vaccins disponibles en début de chantier :			
Conditions de remise en température :			
<input type="checkbox"/> Valise thermostatée	<input type="checkbox"/> Bain Marie	<input type="checkbox"/> A température ambiante	
<input type="checkbox"/> Seau eau chaude	<input type="checkbox"/> Placé au frigo la veille	<input type="checkbox"/> Autre :	
Température relevé du vaccin :			
Autre vaccin injecté simultanément ?	<input type="checkbox"/> Oui	<input type="checkbox"/> Non	Si oui, lequel ?
Injection en :	<input type="checkbox"/> Sous-cutanée		<input type="checkbox"/> Intra-musculaire
Lieu d'injection :	<input type="checkbox"/> Cou	<input type="checkbox"/> Cuisse	<input type="checkbox"/> Autre, précisez :
Nombre flacons de vaccin pleins fin de chantiers	Nombre flacons de vaccin vides fin de chantiers	Nombre flacons de vaccin entamés fin de chantiers	
Noms des vaccinateurs :			
Nombre attrapeurs :			
Heure début de chantier :	Temps de pause :	Heure fin de chantier :	
Nombre d'animaux blessés/mort en fin de chantier :		blessé(s)	mort(s)
Anomalie(s) ou évènement(s) à rapporter :			
KM parcourus par l'équipe :			

Facturation : Chêne Vert - ZI BELLEVUE II 35220 CHATEAUBOURG -02 99 00 87 32 - 02 99 00 31 74 - sanitaire@chenevert.vet

Annexe 5. Questionnaires de visite d'élevage

QUESTIONNAIRE DE VISITE Élevage avec atelier canards Barbarie

Thèse de doctorat vétérinaire, Paulin Landouzy, Oniris, 2024

Date de la visite : ____/____/2024
 Nom de l'élevage : _____ Réf. : _____

I. Exploitation agricole	
Nom du détenteur	Cabinet vétérinaire
Adresse	OP et technicien
Productions animales sur l'élevage	Cultures
II. Atelier volailles	
Productions avicoles	Nombre de bâtiments et surfaces
Espèces élevées	Partenaires économiques : OPA, fournisseurs aliment
III. Atelier canards - BARBARIE	
Signes de qualité (à attribuer, label rouge...)	Bâtiments alloués aux canards, nombre et surfaces
Souche / Origine couvoir (photo bon livraison)	Bâtiment prélevé (INJAV) : Date de mise en place Densité au démarrage
Nombre de mâles	Personnel intervenant sur l'élevage (salariés, époux)
	Nombre de femelles

1 / 4

IV. Vaccination VOLVAC® B.E.S.T. A1+ND

V1

Date : ____/____/2024
 âge : ____ jours
 nombre : ____ canards

V2

Date : ____/____/2024
 âge : ____ jours
 nombre : ____ canards

Vaccination IAHP : <input type="checkbox"/> seule <input type="checkbox"/> combinée autre vaccin : _____ Matériel d'injection : <input type="checkbox"/> simple corps une aiguille (□x1 inj. □x 2 inj) <input type="checkbox"/> double corps une aiguille <input type="checkbox"/> double corps deux aiguilles <input type="checkbox"/> automate de vaccination Site d'injection : _____ Modalités de préparation du vaccin : <input type="checkbox"/> lieu et modalités de la mise en ambiance : _____ <input type="checkbox"/> bain-marie <input type="checkbox"/> valise thermostatée <input type="checkbox"/> autre modalité : _____ <input type="checkbox"/> température : ____ °C Modalités de préparation des animaux au chantier (mise à jeun notamment) : _____ Modalités de rassemblement des animaux et attrapage : nombre de parcs : _____ Équipe en charge : _____ Nombre de vaccinateurs : _____ Nombre d'attrapeurs : _____ Incidents (nombre animaux blessés ou morts) : _____ Durée du chantier : ____ h ____ Volume de vaccin utilisé et anomalies : _____	Vaccination IAHP : <input type="checkbox"/> seule <input type="checkbox"/> combinée autre vaccin : _____ Matériel d'injection : <input type="checkbox"/> simple corps une aiguille (□x1 inj. □x 2 inj) <input type="checkbox"/> double corps une aiguille <input type="checkbox"/> double corps deux aiguilles <input type="checkbox"/> automate de vaccination Site d'injection : _____ Modalités de préparation du vaccin : <input type="checkbox"/> lieu et modalités de la mise en ambiance : _____ <input type="checkbox"/> le jour de la vaccination : _____ <input type="checkbox"/> bain-marie <input type="checkbox"/> valise thermostatée <input type="checkbox"/> autre modalité : _____ <input type="checkbox"/> température : ____ °C Modalités de préparation des animaux au chantier (mise à jeun notamment) : _____ Modalités de rassemblement des animaux et attrapage : nombre de parcs : _____ Équipe en charge : _____ Nombre de vaccinateurs : _____ Nombre d'attrapeurs : _____ Incidents (nombre animaux blessés ou morts) : _____ Durée du chantier : ____ h ____ Volume de vaccin utilisé et anomalies : _____
---	---

2 / 4

V. Fiche de la bande en cours		Date de mise en place : ___ / ___ / 2024	
Qualité caneton à 1 jour	Mortalité premiers jours	Aliments distribués	
Matériels et dispositif au démarrage		Croissance (pesée, courbe / objectifs)	
Débéçage âge : modalités :	Dégriffage : âge : modalités :		
Épisodes de mortalité	Épisodes de baisse de consommation d'aliment et d'eau		
Si événements pathologiques : <input type="checkbox"/> résultats autopsies <input type="checkbox"/> résultats bactériologiques			
Autres vaccinations (hors VOLVAC® B.E.S.T. A1+ND)			
Vaccin	Schéma de vaccination	Modalités pratiques	
Parvovirose ND :			
Derzsy ND :			
Auto-vaccins			
Traitements administrés			
Principe actif, posologie	Évènement pathologique	Âge	Mode d'administration
Vitamine K			
Vitamine C			
Paracétamol			
Hépatoprotecteurs			

3 / 4

VI. Bâtiment et environnement	
Type (tunnel...), superficie, date de construction et vétusté	Principe de ventilation (statique / dynamique) et orientation
Eau de boisson : origine (réseau, forage, puits)	Eau de boisson : qualité (dernière analyse disponible)
Type de caillbotis (plastique, grillage), racleurs automatiques, fréquence du raclage, fixes/démontables, démontés à chaque vide	
VII. Biosécurité	
Modalités N / D / VS	Sas et utilisation
VIII. Observation des animaux lors de la visite	
Présence d'animaux à l'état de santé affecté	Troubles locomoteurs
Troubles respiratoires (toux...)	Homogénéité
Autres observations	

Documents récupérés
 Fiche d'élevage Analyse de l'eau
 Bilan sanitaire d'élevage Résultats autopsies/bactériols
 Bon de livraison canetons

4 / 4

QUESTIONNAIRE DE VISITE

Élevage avec atelier canards Mulard

Thèse de doctorat vétérinaire, Paulin Landouzy, Oniris, 2024

Date de la visite :/...../2024 Réf. :

Nom de l'élevage :h.....

I. Exploitation agricole	
Nom du détenteur	Cabinet vétérinaire
Adresse	OP et technicien
Productions animales sur l'élevage	Cultures
II. Atelier volailles	
Productions avicoles	Nombre de bâtiments et surfaces
Espèces élevées	Partenaires économiques : OPA, fournisseurs aliment
III. Atelier canards - MULARD	
Signes de qualité (0 amblys, Label rouge...)	Bâtiments alloués aux canards, nombre et surfaces
Souche / Origine couvoir (photo bon livraison)	Bâtiment prélevé (INUAV) : Date de mise en place Densité au démarrage / double densité ?
Nombre de mâles	Type de démarrages (canetonnière, bâtiment)
Personnel intervenant sur l'élevage (salarié, épouse...)	Modalités du désevrage âge : nombre de bâtiments : moyens de transfert : personnes extérieures :

IV. Vaccination VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND	
<p>V1</p> <p>Date :/..../2024 âge :jours nombre :canards</p> <p>Vaccination IAHP <input type="checkbox"/> seule <input type="checkbox"/> combinée autre vaccin : _____</p> <p>Matériel d'injection : <input type="checkbox"/> simple corps une aiguille (□x1 inj <input type="checkbox"/> x 2 inj) <input type="checkbox"/> double corps une aiguille <input type="checkbox"/> double corps deux aiguilles <input type="checkbox"/> automate de vaccination</p> <p>Site d'injection : _____</p> <p>Modalités de préparation du vaccin : <input type="checkbox"/> lieu et modalités de la mise en ambiance : _____ <input type="checkbox"/> le jour de la vaccination : _____ <input type="checkbox"/> bain-marie <input type="checkbox"/> valise thermostatée <input type="checkbox"/> autre modalité : _____ <input type="checkbox"/> température :°C</p> <p>Modalités de préparation des animaux au chantier (mise à jeun notamment) : _____</p> <p>Modalités de rassemblement des animaux et attrapage : nombre de parcs : _____</p> <p>Équipe en charge : _____ Nombre de vaccinateurs : _____ Nombre d'attrapeurs : _____</p> <p>Incidents (nombre animaux blessés ou morts) : _____</p> <p>Durée du chantier :h.....</p> <p>Volume de vaccin utilisé et anomalies : _____</p>	<p>V2</p> <p>Date :/..../2024 âge :jours nombre :canards</p> <p>Vaccination IAHP <input type="checkbox"/> seule <input type="checkbox"/> combinée autre vaccin : _____</p> <p>Matériel d'injection : <input type="checkbox"/> simple corps une aiguille (□x1 inj <input type="checkbox"/> x 2 inj) <input type="checkbox"/> double corps une aiguille <input type="checkbox"/> double corps deux aiguilles <input type="checkbox"/> automate de vaccination</p> <p>Site d'injection : _____</p> <p>Modalités de préparation du vaccin : <input type="checkbox"/> lieu et modalités de la mise en ambiance : _____ <input type="checkbox"/> le jour de la vaccination : _____ <input type="checkbox"/> bain-marie <input type="checkbox"/> valise thermostatée <input type="checkbox"/> autre modalité : _____ <input type="checkbox"/> température :°C</p> <p>Modalités de préparation des animaux au chantier (mise à jeun notamment) : _____</p> <p>Modalités de rassemblement des animaux et attrapage : nombre de parcs : _____</p> <p>Équipe en charge : _____ Nombre de vaccinateurs : _____ Nombre d'attrapeurs : _____</p> <p>Incidents (nombre animaux blessés ou morts) : _____</p> <p>Durée du chantier :h.....</p> <p>Volume de vaccin utilisé et anomalies : _____</p>

V. Fiche de la bande en cours		Date de mise en place : ___ / ___ / 2024	
Qualité caneton à 1 jour	Mortalité premiers jours	Aliments distribués	
Matériels et dispositif au démarrage		Croissance (pesée, courbe / objectifs)	
Débéchage âge : modalités :	Dégriffage : âge : modalités :		
Épisodes de mortalité	Épisodes de baisse de consommation d'aliment et d'eau		
Si événements pathologiques : <input type="checkbox"/> résultats autopsies <input type="checkbox"/> résultats bactériologiques			
Autres vaccinations (hors VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND)			
Vaccin	Schéma de vaccination		Modalités pratiques
Derzsy ND :			
Auto-vaccins			
Traitements administrés			
Principe actif, posologie	Évènement pathologique	Âge	Mode d'administration
Vitamine K			
Vitamine C			
Paracétamol			
Hépatoprotecteurs			
Ca/P			

3 / 4

VI. Bâtiment et environnement	
Type (tunnel...), superficie, date de construction et vétusté	Principe de ventilation (statique / dynamique) et orientation
Eau de boisson : origine (réseau, forage, puits)	Eau de boisson : qualité (dernière analyse disponible)
Nature et gestion des litières (Chargement au démarrage, fréquence paillage...)	Modalités de paillage (sortie des animaux sur parcours réduit ? animaux restent dans le bâtiment ?)
État des litières lors de la visite	Modalités rationnement avant gavage (jabetage)
VII. PARCOURS EXTÉRIEUR	
Superficie	Protection
Mesures sanitaires spécifiques (sas parcours ?)	Modalités sortie (âge, temps...)
VIII. Biosécurité	
Modalités N / D / VS	Sas et utilisation
IX. Observation des animaux lors de la visite	
Présence d'animaux à l'état de santé affecté	Troubles locomoteurs
Troubles respiratoires (toux...)/ Troubles oculaires (conjonctivites)	Homogénéité
Autres observations	

Documents récupérés

Fiche d'élevage

Analyse de l'eau

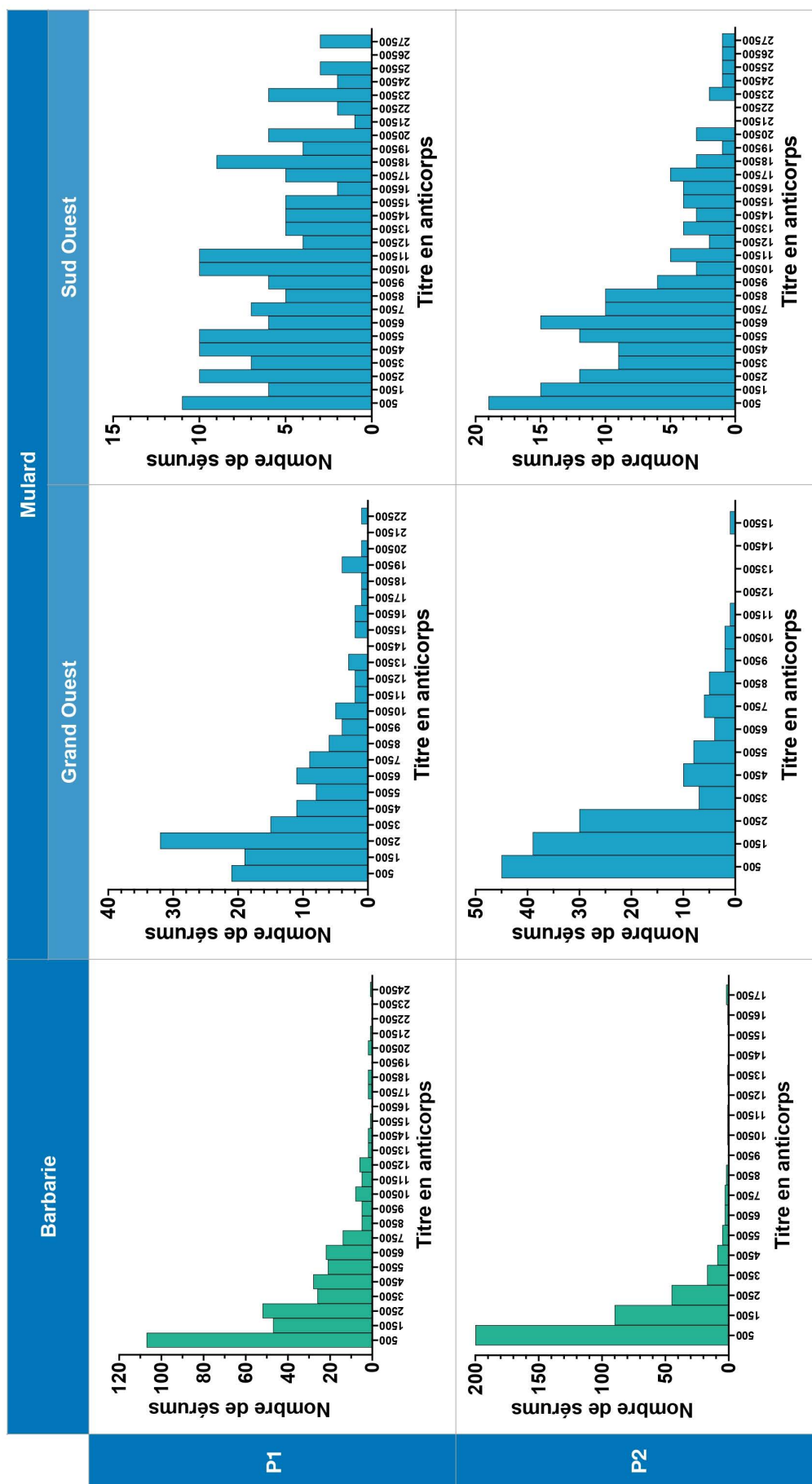
Bon de livraison canetons

Bilan sanitaire d'élevage

Résultats autopsie/bactériés

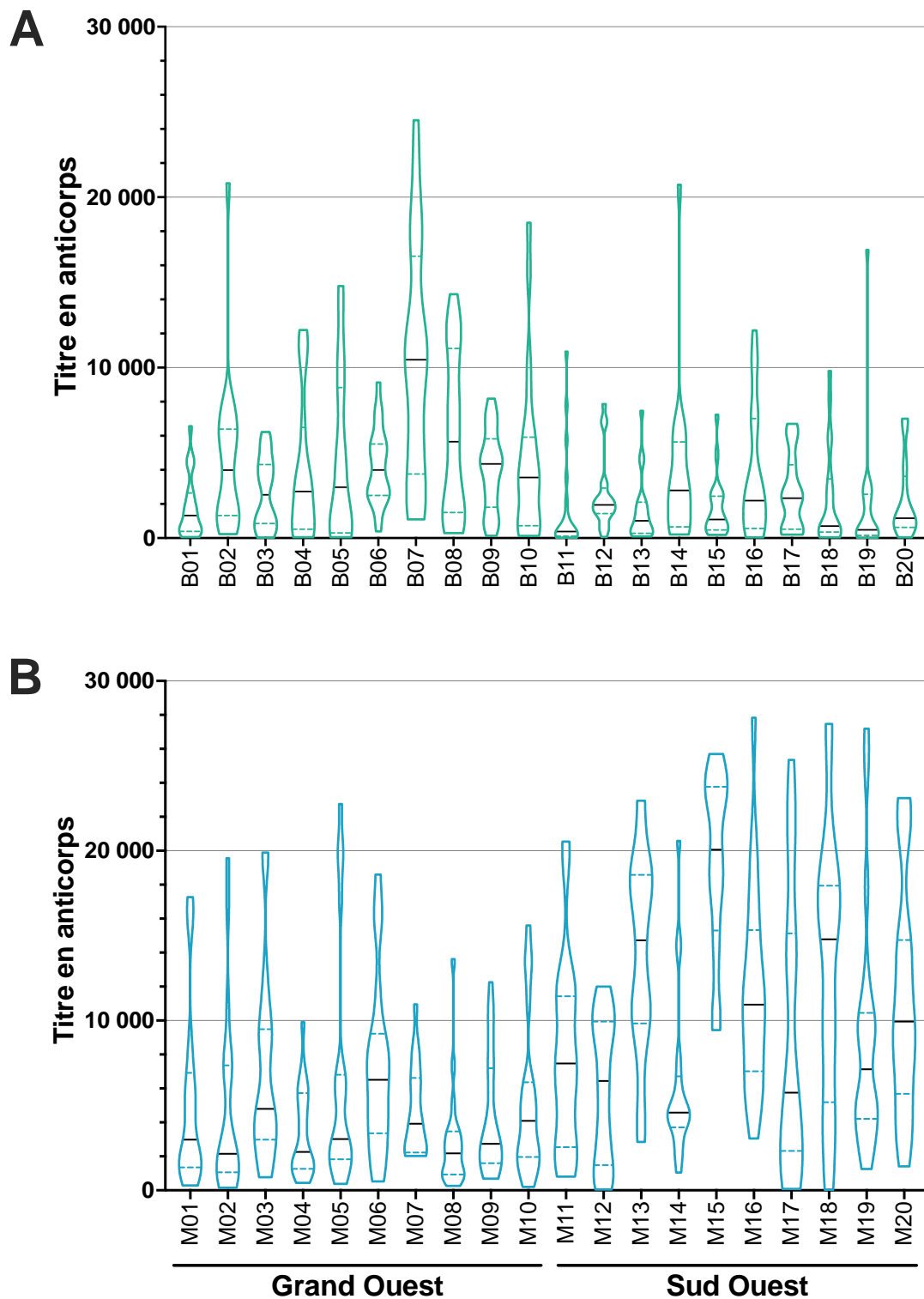
4 / 4

Annexe 6. Distribution des titres individuels



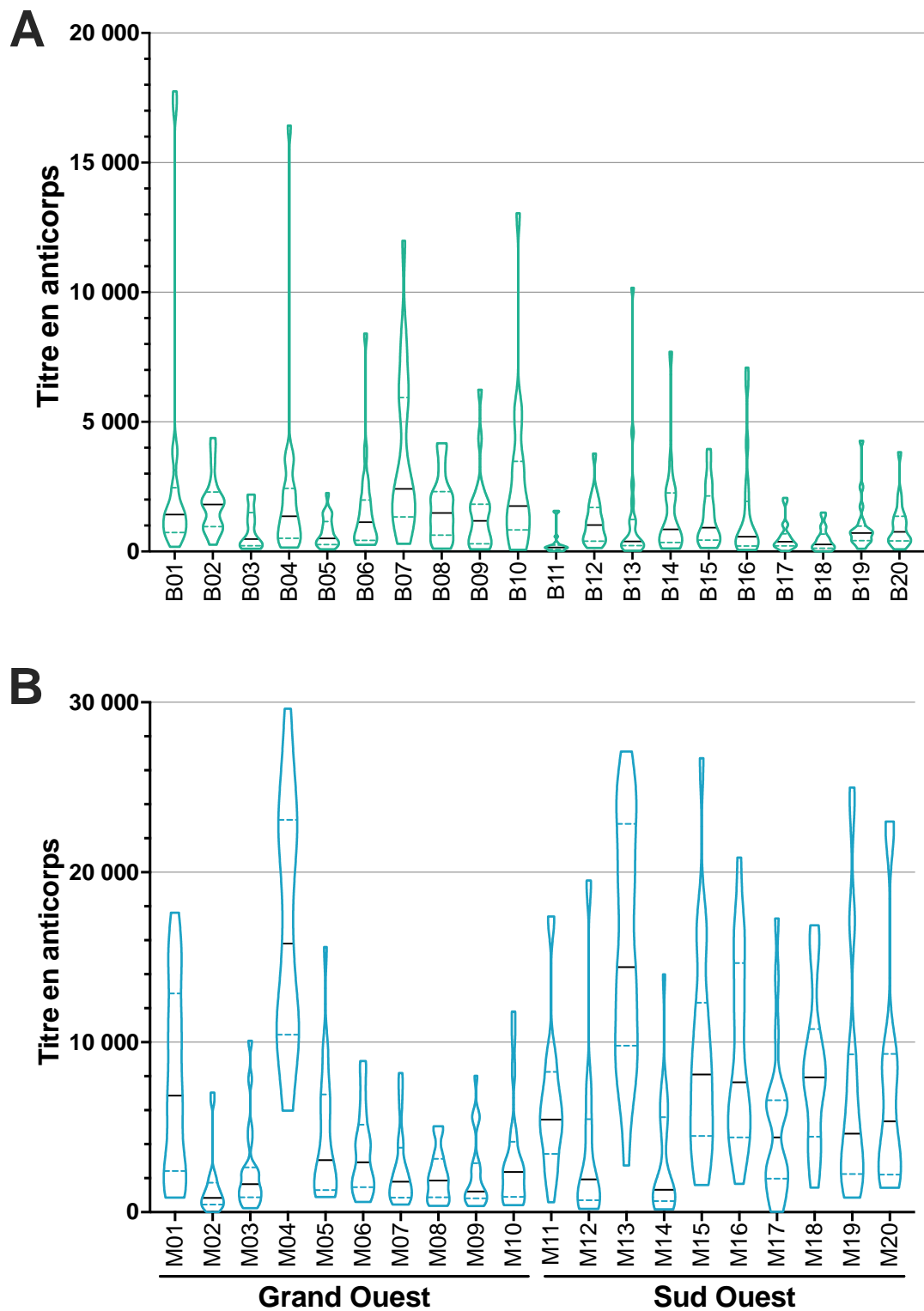
Distribution des titres individuels en anticorps dirigés contre la protéine H5 dans les élevages de canards de Barbarie et dans les élevages de canards mulards du Grand Ouest et du Sud Ouest

Annexe 7. Diagrammes en violon des titres en anticorps à P1 dans les élevages de canards de Barbarie (A) et de canards mulards (B)



Représentation en diagrammes en violon (*violin plots*). Trait supérieur du violon = titre maximal du lot ; trait inférieur du violon = titre minimal du lot ; traits discontinus à l'intérieur du violon = quartiles 1 et 3 ; trait noir continu à l'intérieur du violon = médiane. La largeur des violons représente la fréquence des titres.

Annexe 8. Diagrammes en violon des titres en anticorps à P2 dans les élevages de canards de Barbarie (A) et de canards mulards (B)



Représentation en diagrammes en violon (*violin plots*). Trait supérieur du violon = titre maximal du lot ; trait inférieur du violon = titre minimal du lot ; traits discontinus à l'intérieur des violons = quartiles 1 et 3 ; trait noir continu à l'intérieur des violons = médiane. La largeur des violons représente la fréquence des titres.

Paulin LANDOUZY

ÉVALUATION DE LA RÉPONSE SÉROLOGIQUE DU CANARD SUITE À LA VACCINATION CONTRE L'INFLUENZA AVIAIRE HAUTEMENT PATHOGÈNE AVEC LE VACCIN VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND - ÉTUDE DANS 40 ÉLEVAGES DE L'ÉTAGE PRODUCTION EN FRANCE

EVALUATION OF DUCK SEROLOGICAL RESPONSE FOLLOWING VACCINATION AGAINST HIGHLY PATHOGENIC AVIAN INFLUENZA WITH THE VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND VACCINE - A STUDY IN 40 PRODUCTION FARMS IN FRANCE

Thèse d'État de Doctorat Vétérinaire : Nantes, le 18 octobre 2024

RÉSUMÉ

Depuis octobre 2023, la vaccination préventive contre l'influenza aviaire hautement pathogène est obligatoire en France dans tous les élevages de canards de l'étage production contenant plus de 250 animaux, considérant le rôle particulier de ces volailles dans la dynamique virale dans le pays. La réponse immunitaire induite par la vaccination a principalement fait l'objet d'études en conditions expérimentales ou sur le terrain mais à des dates de prélèvements non standardisées.

L'objectif du travail mené ici était d'évaluer la réponse en anticorps dirigés contre la protéine H5 chez le canard en conditions de terrain avec le vaccin déployé lors de la première campagne vaccinale (VOLVAC® B.E.S.T. AI+ND), à des dates de prélèvements standardisées.

Dans une première partie, nous décrivons l'élevage du canard en France puis donnons des éléments concernant les caractéristiques des virus influenza aviaires. Les particularités immunologiques du canard et le déploiement de la vaccination en France y sont également présentés.

Dans une seconde partie, nous présentons les résultats de l'étude réalisée dans 40 élevages de canards du Grand Ouest et du Sud-Ouest de la France à l'aide d'un kit ELISA indirect commercial. Les données obtenues mettent en évidence une importante variabilité de la réponse sérologique inter-individus et inter-élevages. Des éléments influençant les niveaux de titres en anticorps et/ou la positivité des lots ont pu être identifiés et discutés. La définition de valeurs seuils permettant de qualifier des lots de correctement vaccinés demeure néanmoins pour le moment impossible au regard de la variabilité des résultats obtenus.

MOTS-CLÉS

- CANARD
- ÉLEVAGE
- INFLUENZA AVIAIRE HAUTEMENT PATHOGÈNE
- VACCINATION
- SÉROLOGIE
- ANTICORPS
- TEST ELISA

DATE DE SOUTENANCE : Vendredi 18 octobre 2024