



OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible

This is an author's version published in: <http://oatao.univ-toulouse.fr/26692>

To cite this version:

Manis, Lorenzo. Étude des pratiques d'élevage et du statut sanitaire des basses-cours en milieu péri-urbain : exemple du suivi de poules pondeuses de réforme. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT, 2020, 95 p.

Any correspondence concerning this service should be sent to the repository administrator: tech-oatao@listes-diff.inp-toulouse.fr

ETUDE DES PRATIQUES D'ELEVAGE ET DU STATUT SANITAIRE DES BASSES-COURS EN MILIEU PERI- URBAIN : EXEMPLE DU SUIVI DE POULES PONDEUSES DE REFORME

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

MANIS Lorenzo

Né(e), le 08/01/1993 à VILLENEUVE-SUR-LOT (47)

Directeur de thèse : M. Jean-Luc GUERIN

JURY

PRESIDENTE :
Mme Isabelle BERRY

Professeure à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
M. Jean-Luc GUERIN
M. Guillaume LE LOC'H

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE INVITEE :
Mme Marie SOUVESTRE

Doctorante à l'UMR INRA-ENVT IHAP

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie - Thérapeutique*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

PROFESSEURS 1^{re} CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie Vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootecnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie Médicale Animale et Comparée*

PROFESSEURS 2^e CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
- M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales (ruminants)*

PROFESSEURS CERTIFIÉS DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
- M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAÎTRES DE CONFÉRENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*

- Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
 M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
 M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
 M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
 Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
 Mme **PRIYENKO Nathalie**, *Alimentation*
 M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
 Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
 Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
 Mme **BOHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
 M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
 M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
 Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie- Bactériologie-Pathologie infectieuse*
 Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et Industrie des aliments*
 Mme **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
 M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
 Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
 Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
 Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie - Analgésie*
 Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des Equidés*
 Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
 M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
 M. **LHERMIE Guillaume**, *Economie de la santé animale*
 M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
 Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
 Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
 M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
 Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
 Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
 M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire – Maladies animales réglementées*
 Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT CONTRACTUELS

- M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et Industrie des aliments*
 M. **LEYNAUD Vincent**, *Médecine interne*
 Mme **ROBIN Marie-Claire**, *Ophthalmologie*
 Mme **ROMANOS Lola**, *Pathologie des ruminants*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

- Mme **BLONDEL Margaux**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
 M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie-Imagerie médicale*
 M. **COMBARROS-GARCIA Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
 M. **GAIDE Nicolas**, *Histologie, Anatomie Pathologique*
 M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
 M. **LESUEUR Jérémy**, *Gestion de la santé des ruminants – Médecine collective de précision*
 M. **TOUTOU Florian**, *Alimentation animale*

Remerciements

À Madame la Professeure Isabelle BERRY,

Professeure à l'Université Paul Sabatier de Toulouse

Coordinatrice du département de médecine nucléaire du CHU de Toulouse

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse.

Hommages respectueux

À Monsieur le Professeur Jean-Luc GUERIN,

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Aviculture et Pathologie aviaire

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter d'être mon directeur de thèse.

Pour m'avoir confié cette thèse d'exercice vétérinaire.

Pour vos conseils avisés et votre confiance.

Mes remerciements les plus sincères et respectueux

À Monsieur le Docteur Guillaume LE LOC'H,

Maître de Conférence à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Médecine zoologique, santé de la faune sauvage

Pour m'avoir fait l'honneur de participer à mon jury de thèse,

Mes remerciements les plus sincères et respectueux

À Madame la Docteure Marie SOUVESTRE,

Doctorante, UMR INRA-ENVT IHAP

Pour m'avoir fait l'honneur de participer à mon jury de thèse.

Pour son accompagnement et son aide précieuse tout au long de la réalisation de ce travail.

Pour sa présence durant ces quatre années de projet.

Mes remerciements les plus sincères et respectueux.

Table des matières

Liste des figures	- 4 -
Liste des tableaux	- 5 -
Introduction	- 6 -
Description des basses-cours	- 8 -
1 Contexte et évolution des pratiques	- 8 -
2 Réglementation autour du poulailler	- 8 -
3 Les poules de réforme	- 9 -
3.1 Origine	- 9 -
3.2 Gestion sanitaire de l'élevage professionnel.....	- 10 -
Zoonoses aviaires et leur épidémiologie.....	- 12 -
1 Zoonoses virales	- 12 -
1.1 Influenza aviaire	- 12 -
1.2 Encéphalite virale West Nile	- 13 -
2 Zoonoses bactériennes	- 14 -
2.1 Agents de toxi-infections alimentaires	- 14 -
2.2 Chlamyidiose aviaire	- 15 -
3 Maladies aviaires d'intérêt sanitaire pour les filières avicoles	- 16 -
3.1 Maladie de Newcastle	- 16 -
3.2 <i>Avibacterium paragallinarum</i>	- 18 -
3.3 Laryngotrachéite infectieuse	- 19 -
3.4 <i>Mycoplasmoses aviaires</i>	- 20 -
3.5 <i>Ornithobacterium rhinotracheale</i>	- 21 -
3.6 Bronchite infectieuse	- 22 -
3.7 Gestion des maladies aviaires	- 23 -
Epidémiologie des maladies aviaires	- 24 -

1 Circulation d'agents pathogènes et infection	24 -
2 La basse-cour : maillon épidémiologique.....	25 -
3 Exemple de mesures de biosécurité en élevage avicole	25 -
3.1 Restriction des visites	25 -
3.2 Création d'un espace de confinement.....	26 -
3.3 Limiter les contacts avec la faune sauvage	26 -
3.4 Observation des signes cliniques	26 -
3.5 Diminuer la pression d'infection.....	26 -
Matériel et méthodes	29 -
1 Prise de contact et recueil des données	29 -
1.1 Elevage commercial.....	30 -
1.2 Basses-cours volontaires.....	32 -
2 Conservation des échantillons.....	32 -
3 Analyses de laboratoire	33 -
3.1 Essais de biologie moléculaire	33 -
3.2 Les cultures de mycoplasmes	37 -
4 Analyses statistiques	38 -
4.1 Analyse descriptive	38 -
4.2 Analyse des facteurs de risque.....	39 -
Résultats	40 -
1 Caractéristiques des adoptants de poule de réformes	41 -
2 Étude des pratiques d'élevage en milieu périurbain	42 -
2.1 Caractéristiques des basses-cours	42 -
2.2 Gestion sanitaire	45 -
2.3 Biosécurité.....	47 -
3 Prévalences des agents pathogènes des poules de réforme introduites dans les basses-cours	49 -

3.1 Détection des agents infectieux par PCR	- 49 -
3.2 Caractérisation des mycoplasmes et coinfections associées	- 51 -
3.3 Identification des mycoplasmes par culture	- 52 -
4 Etude des facteurs de risques associés au statut sanitaire des basses-cours	- 53 -
5 Discussion	- 56 -
5.1 Caractéristiques et pratiques associées aux basses-cours	- 56 -
5.2 Statut sanitaire des basses-cours et « pathobiome »	- 67 -
5.3 Identification de facteurs de risques	- 73 -
5.4 Détection d'agents pathogènes et portage asymptomatique	- 74 -
6 Conclusion.....	- 76 -
Références bibliographiques	- 79 -
Annexes	- 87 -
1 Annexe 1 – Liste des amorces utilisées pour les PCR.....	- 87 -
2 Annexe 2 – Liste des variables codées pour les analyses statistiques	- 89 -
3 Annexe 3 – Méthode des cultures et PCR des mycoplasmes	- 90 -
4 Annexe 4 – Questionnaire rempli par les volontaires de l'étude	- 92 -

Liste des figures

Figure 1 - Schéma d'utilisation d'un SAS à deux zones (source : www.biosecurite.ifip.asso.fr).....	- 11 -
Figure 2 - Représentation schématique d'une chaîne d'infection aviaire....	- 25 -
Figure 3 - Carte des lieux de prélèvement des échantillons	- 27 -
Figure 4 - Bâtiment d'élevage de poules pondeuses plein air avec de gauche à droite : (1) nids linéaires, (2) lignes de pipettes d'abreuvement, (3) perchoirs linéaires, (4) caillebotis, (5) chaîne d'alimentation, (6) volet d'accès au parcours extérieur (http://www.ska.it/fra/realizzazioni-dettaglio.php/id_cat=1/id_rea=6).....	- 30 -
Figure 5 - Parcours extérieur d'un poulailler d'élevage (source : https://lesoeufs.fr/blog/la-transition-des-elevages-de-poules-pondeuses-passe-a-la-vitesse-superieure/)	- 31 -
Figure 6 - Schéma explicatif des analyseurs et de leur fonctionnement (https://www.fluidigm.com/products/biomark-hd-system).....	- 35 -
Figure 7 - Plaque 96x96 puits réactionnel de la technologie Biomark® (https://www.fluidigm.com/products/biomark-hd-system).....	- 35 -
Figure 8 - Exemple des résultats de PCR avec la technologie Biomark®, le gradient de couleur correspondant au nombre de cycles nécessaires avant détection du signal.....	- 36 -
Figure 9 - Exemple de courbes de fusion obtenues grâce au logiciel Lightcycler® (courbe du témoin positif en rouge)	- 37 -
Figure 10 - Nombre de pathogènes détectés dans les basses basses-cours de notre étude	- 50 -
Figure 12 - Proportion des éleveurs renouvelant leur poulailler uniquement avec des poules de réforme.....	- 58 -
Figure 13 - Sources d'alimentation des poules étudiées	- 59 -
Figure 14 - Proportion des propriétaires de poules portant des chaussures spécifiques dans le poulailler	- 60 -
Figure 15 - Proportion de participants se lavant les mains après leur passage dans le poulailler.....	- 61 -
Figure 16 - Proportion des participants lavant leurs œufs	- 62 -
Figure 17 - Fréquence de nettoyage du poulailler par les propriétaires	- 63 -

Figure 18 - Estimation des connaissances générales sur les maladies avicoles des volontaires.....	- 64 -
Figure 19 - Proportion de volontaires ayant pratiqué un traitement lors de l'année écoulée.....	- 65 -
Figure 20 - Proportion des types de traitements utilisés par les volontaires.....	- 66 -

Liste des tableaux

Tableau 1 - Descriptions des profils de détenteurs de poules dans notre étude.....	- 41 -
Tableau 2 - Caractéristiques des effectifs de poules pondeuses et leurs évolutions évolution au cours de l'étude.....	- 42 -
Tableau 3 -Description des pratiques zootechniques appliquées dans les basses-cours étudiées.....	- 43 -
Tableau 4 - Descriptif de la gestion sanitaire des basses-cours étudiées ..	- 45 -
Tableau 5 - Descriptif des pratiques de biosécurité appliquées dans les basses-cours étudiées.....	- 47 -
Tableau 6 - Prévalences comparées des agents pathogènes sur les animaux avant leur adoption et 6 mois plus tard.....	- 49 -
Tableau 7 - Analyse univariée de l'influence de différents pathogènes sur la détection des mycoplasmes totaux.....	- 51 -
Tableau 9 - Bilan des cultures de mycoplasme et des PCR réalisées individuellement dans la basse-cour 39.....	- 52 -
Tableau 10 - Analyse univariée des mesures de biosécurité influençant les prévalences d'Avp, MS, ORT et des co-infections ($p \leq 0,25$).....	- 53 -
Tableau 11 - Etude multivariée intégrant les variables qui influent sur les prévalences de MS, AvP et des co-infections, étudiées sur un groupe de poules de réforme 6 mois après leur adoption.....	- 55 -

Introduction

Les poules et l'homme ont une histoire étroitement liée. Les volailles sont historiquement présentes dans les basses-cours depuis de nombreux siècles. Autrefois majoritairement rurales, les poulaillers prennent aujourd'hui de plus en plus de place en milieu urbain (Dumat et al., 2018). Cet essor est observé dans d'autres pays développés, comme les USA ou le Royaume-Uni (Blecha, 2014 ; Karabozhilova, 2012). Les motivations principales des propriétaires sont d'avoir une solution de recyclage des déchets de cuisine du foyer et de produire des œufs frais « maison » tout en bénéficiant de la présence d'un nouvel animal de compagnie. Cette pratique s'inscrit alors dans une démarche de développement durable et d'économie circulaire.

La vente de poules de réforme par les éleveurs professionnels s'accélère elle aussi. Cette pratique permet aux éleveurs de mieux valoriser leurs poules, mais aussi de tendre vers une production plus éthique en offrant une seconde vie à l'animal. Les poules vendues ont un bon statut sanitaire, une génétique de qualité et un prix très attractif. Ces arguments font donc de la poule de réforme une candidate idéale pour peupler ou renouveler des basses-cours familiales.

Les élevages non professionnels de poules sont encore peu connus aujourd'hui. Quelques études scientifiques se sont essayées à décrire les poulaillers familiaux. En effet, avec le développement de cette pratique, de nombreuses questions se posent sur les pratiques d'élevage, la démographie, la santé publique ou celle des interactions avec la filière avicole commerciale. À l'heure actuelle, bien qu'une déclaration des poulaillers soit théoriquement obligatoire pour tout particulier détenteurs de volailles, on ne connaît ni le nombre ni la composition des basses-cours en France. Cette méconnaissance représente la difficulté majeure à réaliser des études solides dans ce domaine.

Il existe deux enjeux majeurs concernant les basses-cours : le premier réside dans la protection des populations. En effet, la consommation d'œufs non contrôlés sanitaire peut entraîner des toxi-infections alimentaires potentiellement graves. Le second correspond au rôle de réservoir potentiel d'agents pathogènes que les basses-cours peuvent représenter. Ces agents pathogènes peuvent être un danger potentiel pour la filière avicole commerciale, comme pour les autres élevages non

commerciaux (on peut citer notamment l'exemple de l'influenza aviaire). L'étude du portage des agents pathogènes dans les basses-cours est donc nécessaire pour sensibiliser ces derniers à des bonnes pratiques pour limiter leur circulation.

Notre projet de recherche cible l'étude des différentes pratiques d'élevage ainsi que l'évaluation du statut sanitaire des basses-cours périurbaines en région Toulousaine. Pour cela, la première partie décrira les pratiques existantes dans les basses-cours étudiées. La seconde partie évaluera la présence d'agents pathogènes au sein de l'échantillon. Afin d'étudier la contamination des poules dans ces basses-cours, nous avons évalué et suivi le statut sanitaire des poules de réformes de leur élevage commercial d'origine à leur basse-cour d'adoption.

PARTIE 1 : BIBLIOGRAPHIE

Description des basses-cours

1 Contexte et évolution des pratiques

Les volailles d'élevage font leur apparition en France au onzième siècle avant Jésus-Christ. Historiquement, la basse-cour représente le lieu d'élevage des volailles (poules, coqs, canards, oies, pintades) élevées pour leur chair, leurs œufs, leurs plumes et leurs fientes. Traditionnellement, cet élevage était réalisé dans les cours des fermes. Au moyen-âge, les paysans se devaient de fournir des volailles à leur seigneur (Wilmart, 2017). Ce modèle d'élevage familial se perpétue et permet de fournir des œufs, voire de la viande sur les marchés communaux ou urbains.

La Seconde Guerre mondiale provoque un effondrement du nombre des basses-cours françaises. Au sortir de la guerre, une politique d'intensification de la production de volaille est mise en place. Afin de répondre aux problématiques de souveraineté alimentaire européenne, on assiste à une intensification de la production, qui se tourne vers un élevage industriel en claustration (Gaston, 2018).

Depuis peu, les élevages industriels font face à de nombreuses critiques. De surcroît, le consommateur est de plus en plus sensible aux modes d'élevage et à la maîtrise de son alimentation (Dumat et al., 2018). C'est dans ce contexte que se développe un grand nombre de poulaillers urbains et périurbains.

2 Réglementation autour du poulailler

Ce qui différencie une basse-cour familiale d'un élevage est le nombre d'animaux-équivalent détenu. En effet, au-delà de 50 animaux-équivalent, l'élevage est considéré comme une installation soumise à déclaration obligatoire (arrêté du 24 février 2006 relatif au recensement des oiseaux). La notion d'animal-équivalent correspond au format des animaux de plus de trente jours : une poule correspond à un animal-équivalent quand un canard en vaut deux.

La détention de volaille par des particuliers est régie par l'article *L214 du code rural et de la pêche maritime*. Les produits de cette basse-cour sont exclusivement

destinés à la consommation familiale et ne peuvent faire l'objet de dons ou de ventes à des tiers.

Depuis l'épidémie d'influenza aviaire de 2006, tout propriétaire de volaille a le devoir de déclarer ses animaux en mairie, d'après l'arrêté du 24/02/2006. D'après l'article R 1334-31, du code de la santé publique, l'élevage familial ne doit pas créer de nuisance pouvant porter sur la tranquillité ou sur la santé du voisinage. Toutefois, les bruits engendrés par un poulailler sont considérés par la justice comme « normaux » et donc acceptables. Cependant, l'appréciation des nuisances est le plus souvent laissée à l'appréciation des tribunaux. En conclusion, il est impératif de se renseigner sur la réglementation appliquée auprès de sa mairie ou encore, prendre connaissance des règlements intérieurs en vigueur dans les résidences et les quartiers d'installation.

3 Les poules de réforme

3.1 Origine

L'élevage des poules pondeuses fonctionne classiquement en achetant des poulettes auprès d'un éleveur spécialisé, à l'âge de 18 semaines environ. En effet, à cet âge les poules commencent leur production d'œufs. Ces gallinacés produisent en moyenne 300 œufs par an. Elles resteront sur site jusqu'au moment de la réforme. Les pondeuses sont réformées autour de 72 semaines d'âge. Après cette période, on observe une chute de ponte, c'est celle-ci qui motive la sortie de l'élevage. Après un cycle de ponte, une poule mue durant un à deux mois et s'arrête de pondre pendant cette période. Économiquement, aujourd'hui, un élevage commercial ne peut pas se permettre d'entretenir des poules qui ne pondent pas le temps de la mue, conduisant ainsi à réformer le lot après le premier cycle de ponte. Ainsi le poulailler est plein durant 54 semaines environ. Ce cycle est repris après quatre semaines de nettoyage et de vide sanitaire. La pratique de la mue est minoritaire en production commerciale, dans de rares cas, un second cycle de production peut être rentabilisé.

La réforme est organisée par l'intégrateur. Elle est réalisée en une seule fois. Les poules sont transportées dans un abattoir et dans le contexte actuel, le prix de rachats des poules est très faible, de l'ordre de quelques centimes d'euros. Cependant, les poules de réforme sont tout à fait capables de produire des œufs

pendant quelques années. C'est cette réflexion qui amène des responsables d'élevages à valoriser leurs poules en les proposant à la vente auprès de particuliers. Ainsi les animaux ont « une deuxième vie » et les propriétaires obtiennent des poules à un prix avantageux.

3.2 Gestion sanitaire de l'élevage professionnel

Un vide sanitaire à la fin de chaque bande permet d'assurer l'assainissement du bâtiment vis à vis d'une majorité d'agents pathogènes pour l'arrivée des poulettes suivantes. Cette étape est cruciale afin d'éliminer une majorité de micro-organismes présents dans le milieu à l'issue de la bande précédente. Il s'agit de nettoyer entièrement le bâtiment en retirant les fientes, puis en procédant à un nettoyage haute pression de toutes les structures. Le bâtiment est ensuite désinfecté dans son intégralité. Le vide sanitaire qui s'en suit dure deux semaines minimum pour le bâtiment et six semaines minimum pour le parcours extérieur éventuel, afin que la végétation repousse.

Les poulettes sont vaccinées contre la maladie de Marek, la bronchite infectieuse, la maladie de Newcastle, Gumboro, la laryngotrachéite infectieuse, le syndrome chute de ponte (Egg Drop Syndrom), le syndrome infectieux de la grosse tête (SIGT) et l'encéphalomyélite aviaire. Ces vaccinations ont lieu au couvoir, puis pendant l'élevage de la poulette. Cette précaution permet de protéger les animaux contre ces maladies. La vaccination va de pair avec la mise en place de mesures de biosécurité à l'échelle du site d'élevage.

La biosécurité correspond à l'ensemble des mesures mises en place afin d'éviter l'introduction et la transmission d'agents pathogènes dans un élevage. Elle permet d'agir sur des leviers épidémiologiques d'infection. Elle consiste à minimiser le risque d'introduction de pathogène dans l'élevage (bio-exclusion), le risque de sa propagation au sein de l'élevage (bio-compartimentation) et le risque de transmission à l'extérieur du périmètre de l'élevage (bio-confinement).

La biosécurité en élevage est un maillon essentiel pour limiter la transmission de maladies. En effet, le site d'élevage est considéré comme le lieu à protéger d'éventuels pathogènes. Pour ce faire, un système de marche en avant est mis en place. Un sas est présent à l'entrée du site. Il est constitué d'un vestiaire comportant 2 ou 3 zones. Dans cette pièce, il est impératif de se munir de vêtements (combinaison,

bottes) appartenant à l'élevage ou à usage unique. Les habits considérés comme contaminés restent quant à eux dans la partie dite contaminée du sas. Les vêtements de l'élevage sont ensuite lavés et stérilisés sur site. Les chaussures sont changées au passage de la zone sale à la zone propre en y mettant des chaussures spécifiques à l'élevage. Pour chaque entrée sur site, il est nécessaire d'effectuer un lavage rigoureux des mains et de se munir d'une tenue spécifique au site d'élevage. De plus, seules les personnes ayant reçu une formation en biosécurité sont autorisées à pénétrer dans le bâtiment d'élevage et sont tenues de signer un registre des entrées et des sorties.

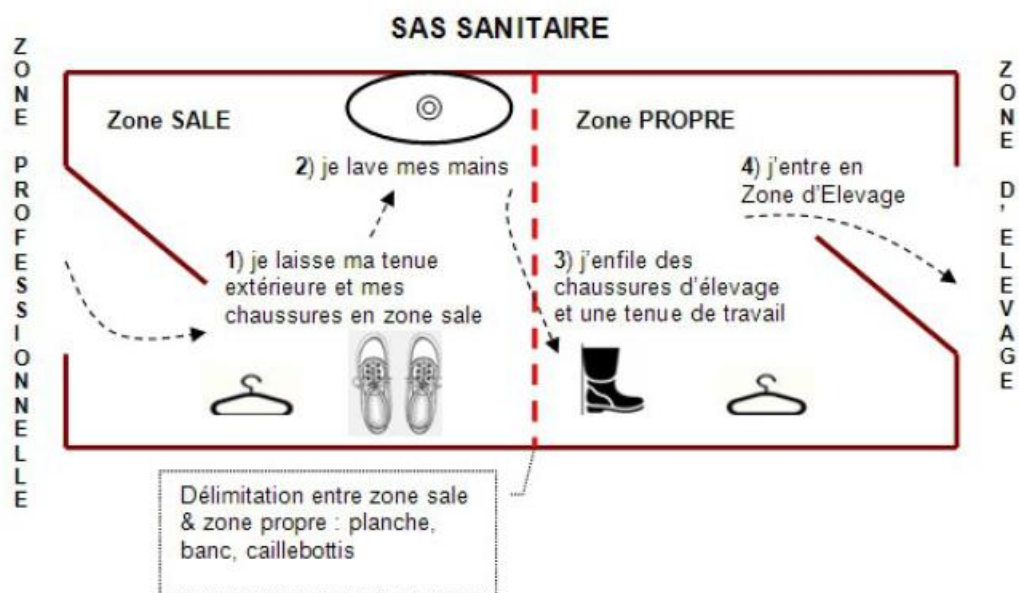


Figure 1 - Schéma d'utilisation d'un SAS à deux zones (source : www.biosecurite.ifip.asso.fr)

Zoonoses aviaires et leur épidémiologie

Une zoonose est une maladie infectieuse ou parasitaire pouvant se transmettre naturellement des animaux vertébrés à l'Homme. C'est en maîtrisant ces maladies, qu'il est possible de limiter les contaminations humaines et les intoxications alimentaires. À plus grande échelle, c'est en améliorant la santé animale que l'on participe en partie à améliorer la santé humaine. La partie suivante s'intéressera aux zoonoses majeures présentes chez les volailles.

1 Zoonoses virales

1.1 Influenza aviaire

L'influenza aviaire ou « peste aviaire » est une maladie ubiquiste des volailles et des mammifères (Hinshaw et al., 1981), due aux virus influenza aviaires de type A, appartenant à la famille des *Orthomyxoviridae*. La classification de ces derniers en sous-types se base sur deux protéines, l'hémagglutinine (H) et la neuraminidase (N) (Russell et al., 2004).

On classe les virus influenza aviaires en deux grandes catégories, hautement et faiblement pathogènes. L'influenza aviaire hautement pathogène (IAHP) est caractérisée par une atteinte rapide de l'état général, associée à des signes cliniques à la fois respiratoires, digestifs et nerveux. L'évolution vers la mort des animaux est souvent rapide. La létalité peut atteindre 100% des animaux de l'élevage. On observe alors des lésions diffuses systémiques sur les carcasses.

L'influenza aviaire faiblement pathogène (IAFP) entraîne des signes cliniques respiratoires et digestifs le plus souvent de plus faible intensité, associés à une faible mortalité.

La majorité des oiseaux peuvent être infectés par ce virus. Cependant, les ansériformes (canards, oies) sont très réceptifs, mais peu sensibles. Ils constituent donc un réservoir majeur. Quant aux galliformes, ils sont les plus sensibles à cette infection.

La transmission de cette maladie s'effectue de manière horizontale directe (contact) ou indirecte (fiente, eau...). Cependant, ce virus n'est que peu résistant dans le milieu extérieur mis à part dans les eaux à basse température.

Afin d'établir un diagnostic d'influenza aviaire, différentes méthodes existent. En routine, ce sont les analyses sérologiques et moléculaires qui prédominent. Le site de clivage de l'hémagglutinine (HA) permet de classer les virus en différents pathotypes. En effet ce site de clivage va déterminer la capacité du virus à se multiplier en un nombre plus ou moins important de cellules différenciées et ainsi d'affecter un grand nombre d'organes. En France, les sous-types viraux H5 et H7 sont classés dans les dangers sanitaires de première catégorie (Petrini, Vallat, 2013). Les hémagglutinines H5 et H7 sont clivées par un grand nombre de protéases membranaires, le virus peut donc se multiplier dans de nombreux organes et causer une infection systémique.

Le potentiel zoonotique des virus influenza A est dépendant de leur capacité à se répliquer chez les mammifères (Hinshaw et al., 1981). Cependant, les cas humains restent rares. Cette infection se manifeste majoritairement par des troubles mineurs comme des conjonctivites, mais elle peut aussi être à l'origine de pneumopathie grave, allant jusqu'aux décès de certains patients. La circulation du virus doit être contrôlée afin de limiter la transmission de gènes à d'autres souches virales. Ainsi on évite que de « nouveaux » virus acquièrent des facteurs de virulence pouvant affecter les animaux ou l'Homme. Les conséquences de la transmission de gènes d'un virus grippal hautement pathogène vers un virus pour lequel l'homme présenterait une réceptivité élevée peuvent être désastreuses.

1.2 Encéphalite virale West Nile

L'encéphalite virale West Nile est une maladie causée par un virus de la famille des *Flaviviridae* appartenant au genre *Flavivirus*. La transmission de ce virus s'effectue par la piqûre d'arthropodes hématophages, ce qui la classe parmi les arboviroses. En France, cette infection est classée parmi les dangers sanitaires de deuxième catégorie.

Le virus peut contaminer les oiseaux comme les chevaux ou encore l'homme. La répartition de ce dernier est liée aux zones de vie de ces vecteurs. On la retrouve en Asie, en Amérique du Nord, en Afrique, au Moyen-Orient et en Europe méridionale. Les oiseaux jouent le rôle de réservoir de cette zoonose.

Cette infection est responsable d'un syndrome grippal pouvant évoluer vers des encéphalites ou des méningites aiguës. La létalité de cette dernière est de 3% à 15% chez l'homme. Les études épidémiologiques rapportent des épidémies parfois

mortelles en Russie ou en Roumanie dans les années 1999 et 2000 (Murgue et al., 2002). En France, le virus a été détecté chez de nombreux chevaux en Camargue durant l'année 2000 (Zientara, 2002). La Camargue représente le biotope idéal pour le développement du virus avec ses oiseaux migrateurs et de nombreuses populations de moustiques.

2 Zoonoses bactériennes

2.1 Agents de toxi-infections alimentaires

2.1.1 Salmonellose

On appelle salmonellose, l'infection des volailles par une entérobactérie de l'espèce *Salmonella enterica*, dont il existe plus de 2400 sérovars. Ces germes peuvent contaminer un grand nombre d'espèces, notamment l'homme.

L'expression clinique chez les volailles reste rare. Cependant, on retrouve deux formes pathologiques majeures, la pullorose aviaire à *Salmonella Pullorum* et la typhose aviaire à *Salmonella Gallinarum*. La bactérie est capable de contaminer les grappes ovariennes, de ce fait, la transmission verticale est possible.

Les volailles d'élevage, par le portage asymptomatique, sont responsables d'une partie des transmissions de salmonelles à l'homme. Cette contamination peut être causée par la viande (Uyttendaele et al., 1998) ou bien plus fréquemment, par les œufs de consommation (Henzler et al., 1998). La recommandation en termes de sécurité alimentaire est de bien cuire ces aliments afin de prévenir le risque de contamination. Il est toutefois possible que la contamination provienne d'aliments souillés par des matières fécales contaminées.

L'infection de l'homme par des salmonelles entraîne des troubles digestifs (diarrhée, vomissement) importants, ainsi que de la fièvre d'apparition brutale. La déshydratation associée peut conduire à l'hospitalisation lors d'infection chez les personnes à risque (enfants, personnes âgées...). Cette bactérie est à l'origine de toxi-infection alimentaire collective (TIAC). La lutte contre ce pathogène est donc, un enjeu majeur de santé publique. Les sérovars Enteritidis, Typhimurium, Hadar, Virchow, Kentucky et Infantis sont classés en danger sanitaire de première catégorie (DS1) aux termes de l'arrêté ministériel du 29 juillet 2013.

2.1.2 *Campylobactériose*

Les agents responsables de la campylobactériose, sont le *Campylobacter jejuni* et le *Campylobacter coli*. Ces derniers, sont des germes commensaux du tube digestif des animaux à sang chaud. Les volailles effectuent un portage asymptomatique de ces pathogènes pour l'homme.

L'homme se contamine de manière indirecte par ingestion d'aliments souillés par les fientes des volatiles. Il s'ensuit les jours suivants, des diarrhées et vomissements associés à un syndrome fébrile. Les symptômes sont auto-résolutifs au bout d'une semaine. Les populations à risque peuvent nécessiter une réhydratation. Cette zoonose est la cause majeure de diarrhée d'origine alimentaire. Cependant, un syndrome post-infectieux intervient dans un cas sur mille, il s'agit du syndrome Guillain-Barré (Nachamkin et al., 1998). Afin de se protéger de cette affection, il est nécessaire de cuire ses denrées alimentaires convenablement.

2.2 *Chlamydiose aviaire*

La chlamydiose aviaire est causée par une bactérie du genre *Chlamydia*. *Chlamydia psittaci*, est l'agent responsable de la chlamydiose aviaire. Cependant, la zoonose associée à cet agent pathogène porte aussi le nom de psittacose (Gregory, Schaffner, 1997) ou ornithose. Cette bactérie a la particularité d'être intracellulaire stricte, ce qui influe grandement sur son traitement. De nombreuses espèces de *Chlamydia* peuvent infecter l'homme. *C. psittaci* et *C. abortus* (ovins et caprins) sont les deux agents zoonotiques majeurs appartenant au genre *Chlamydia*.

La clinique de cette infection est polymorphe. Les psittacidés (perroquets, perruche, etc.) y sont très sensibles, contrairement aux dindes et surtout, aux palmipèdes. Lors d'infection aiguë, on observe majoritairement un syndrome fébrile associé à des troubles digestifs de type diarrhéique. La forme subaiguë quant à elle, affecte la sphère respiratoire avec du jetage et de la toux. L'excrétion de la bactérie est intermittente, ce qui rend sa détection complexe. Les périodes de stress sont propices à l'excrétion.

La psittacose est une zoonose transmise par contact rapproché avec les oiseaux, c'est donc potentiellement une maladie professionnelle ou liée aux loisirs des

détenteurs d'oiseaux. Un contact étroit est nécessaire pour aboutir à la transmission par voie aérienne. La clinique regroupe un syndrome grippal associé à des céphalées ainsi que des myalgies. Ces troubles peuvent rarement évoluer en pneumopathie atypique, aboutissant à une insuffisance respiratoire sévère, nécessitant une réanimation hospitalière. Cette infection est classée comme danger sanitaire de deuxième catégorie en France et elle est une maladie professionnelle à déclaration obligatoire.

3 Maladies aviaires d'intérêt sanitaire pour les filières avicoles

Les maladies spécifiques au compartiment aviaire n'ont pas d'impact sur la santé publique. Cependant, la lutte contre ces dernières permet de protéger aussi bien la filière avicole professionnelle que les basses-cours individuelles.

3.1 Maladie de Newcastle

La maladie de Newcastle est une zoonose mineure. La contamination humaine résulte dans la très grande majorité des cas dans des formes bénignes, cependant une conjonctivite associée au virus est parfois observée.

Le virus PMV-1 responsable de la maladie de Newcastle ou pseudo- peste aviaire appartient à la famille des *Paramyxoviridae* et au genre *Avulavirus* (Diel et al., 2012). Son pouvoir pathogène est très variable du fait des protéines de fusion qu'il contient. De plus, son tropisme peut être varié (pneumo-viscéro-neurotrope).

On classe les virus en fonction de leur pathogénicité chez la volaille. Il existe des virus « vélogènes » (hautement pathogène) à tropisme viscéral ou neurologique, associés à une mortalité supérieure à 80%. Les virus dits mésogènes sont principalement à tropisme respiratoire, mais la mortalité associée reste faible. On trouve des virus lentogènes, à tropisme respiratoire, entraînant des troubles subcliniques. Enfin des souches sont apathogènes à tropisme entérique.

La maladie de Newcastle affecte un grand nombre d'espèces aviaires. Les galliformes y sont très sensibles, comme les colombiformes. En revanche, les ansériformes sont le plus souvent porteurs asymptomatiques. De plus, les infections

ont une forte variabilité en fonction de l'âge, de l'environnement ou encore du statut immunitaire des animaux (East et al., 2006).

La clinique de cette maladie peut être variable. On trouve de la prostration, de l'abattement, des troubles nerveux, respiratoires et digestifs. Un signe évocateur spécifique est une chute de ponte brutale. Ce tableau clinique est proche de celui de l'influenza aviaire hautement pathogène (HIAP), d'où l'importance de différencier ces deux maladies lors du diagnostic.

Afin de confirmer l'infection par le virus de la maladie de Newcastle (Newcastle Disease Virus), des tests en laboratoires sont nécessaires. Le premier consiste à l'isolement du virus puis à son injection intracérébrale sur dix poussins d'un jour. On étudie la mortalité du lot sur dix jours. Si l'Indice de pathogénicité par voie intracérébrale (IPIC) est supérieur à 0,7, le diagnostic d'infection au virus de Newcastle névrogénique est confirmé (Terregino, Capua, 2009). Il est aussi possible d'utiliser la biologie moléculaire en réalisant une RT-PCR, associée au séquençage du site de clivage F de la protéine de fusion.

La forme névrogène de la maladie de Newcastle est classé comme danger sanitaire de catégorie 1 (arrêté ministériel du 29/07/2013) et sa déclaration auprès de l'OIE (Organisation mondiale de la santé animale) est obligatoire.

Dès lors, une surveillance doit s'effectuer. Cette dernière est réalisée de façon événementielle, souvent par PCR ou sérologie sur le terrain. Les vétérinaires et éleveurs se doivent de détecter le plus précocement possible l'apparition de signes cliniques, afin d'effectuer les prélèvements permettant de confirmer ou d'infirmer l'hypothèse.

Les vaccins sont largement utilisés pour prévenir son apparition (Boven et al., 2008). La vaccination est notamment obligatoire pour toute volaille participant à des expositions ainsi que pour les pigeons d'élevage ou d'ornement. Cette obligation ne s'applique pas aux autres volailles, bien qu'elle reste conseillée.

3.2 *Avibacterium paragallinarum*

Le coryza infectieux est une maladie respiratoire des poules causée par *Avibacterium paragallinarum* (AVP). Il entraîne des retards de croissance ainsi qu'une baisse de production.

L'agent pathogène est commun dans les élevages avicoles. Les dindes, pigeons, hirondelles et canards sont considérés comme non réceptifs (Swayne, 2013). Les poules seraient donc le principal réservoir de cette maladie. En l'absence d'autres pathogènes présents, la maladie met entre un et trois jours à se déclencher, les signes cliniques quant à eux s'expriment durant deux à trois semaines (Blackall, Soriano-Vargas, 2019). Il est avéré que les poules peuvent être porteuses saines, ainsi la maladie peut être présente sans signe clinique dans la basse-cour. La transmission horizontale est l'unique facteur de transmission de la maladie. Il faut un maximum de six semaines pour qu'une poule saine se contamine au contact de poules porteuses d'AVP. Un des risques majeurs de transmission de la maladie est le mélange d'animaux d'âges différents (Blackall, Soriano-Vargas, 2019).

Cette maladie respiratoire se manifeste par un jetage, des éternuements, un œdème infraorbitaire associé à une conjonctivite. Lors de contaminations plus faibles, seule une chute de ponte est un léger jetage séreux sont observés. Dans des conditions d'élevage correctes, on observe une morbidité forte, associée à une faible mortalité.

L'agent responsable du coryza infectieux est un bacille Gram négatif, micro-aérophile et catalase négative. Trois sérovars correspondant à des immunotypes différents sont décrits, A, B et C. Il n'existe pas de protection immunitaire croisée entre ces derniers (Wahyuni et al., 2018), c'est pourquoi il est important de faire une analyse avant d'entamer les démarches de vaccination. Afin d'objectiver la présence d'AVP, il est possible de le cultiver ou de réaliser une PCR. La PCR reste une méthode plus sensible et rapide que la bactériologie.

La lutte contre ce micro-organisme passe également par une mise en place adéquate des mesures de biosécurité. La transmission horizontale, directe et indirecte, doit être évitée. Pour cela, il est nécessaire d'éviter le croisement d'animaux sains et porteurs. Le vide sanitaire est la solution de choix. Cependant, il est aussi possible de

vacciner les nouveaux arrivants avant leur contact avec les animaux âgés et/ou de systématiser une quarantaine avant introduction.

3.3 Laryngotrachéite infectieuse

Le *Gallidherpes* virus de type 1 (GaHV-1) est responsable de la laryngotrachéite infectieuse (LTI). Cette maladie peut entraîner de lourdes pertes en élevage.

Cette maladie touche essentiellement les poules, bien que la dinde, le faisan, le paon y sont aussi sensibles (Ou, Giambone, 2012). La sensibilité au virus est accrue après trois semaines d'âge et une mortalité peut apparaître deux jours après infection. La transmission du pathogène se fait de manière horizontale directe ou indirecte. Les animaux se contaminent alors par contact avec des congénères infectés ou par dysfonctionnement de la biosécurité dans l'élevage (Ou, Giambone, 2012). Il est mis en évidence que la transmission du virus soit rapide lors d'erreurs de biosécurité, comme le prêt de matériel ou la visite de l'élevage (Volkova et al., 2012).

La forme clinique sévère se manifeste par un jetage hémorragique associé à une dyspnée qui aboutit à l'asphyxie des animaux. La forme modérée, elle, entraîne une chute de ponte plus ou moins associée à une apathie. Il est possible d'observer une conjonctivite concomitante à un œdème palpébral (Swayne, 2013). La forme sévère peut toucher jusqu'à 70% des poules avec une mortalité forte et la forme modérée est en général auto résolutive en l'espace de deux semaines. Lors d'autopsies, on retrouve systématiquement une trachée nécrotico-hémorragique plus ou moins associée à des bouchons muqueux.

L'agent de la LTI est un herpesvirus, il a donc la capacité de rentrer en latence pour être réactivé en cas d'immunodépression ou de stress. Afin de détruire le virus dans le milieu extérieur, il est nécessaire d'utiliser un désinfectant classique ou une source de chaleur dépassant 56°C. La méthode de choix pour objectiver la présence de ce virus reste la PCR sur écouvillons trachéaux et la mise en évidence des lésions nécrotico-hémorragique trachéales.

L'unique moyen de lutte contre la LTI est la prévention. En effet, aucun traitement n'existe. Pour cela, il est possible de vacciner ses poules ou encore d'appliquer une biosécurité constante dans sa basse-cour (Pohjola et al., 2017).

3.4 *Mycoplasmoses aviaires*

3.4.1 *Mycoplasma gallisepticum*

La maladie respiratoire chronique du poulet est causée par *Mycoplasma gallisepticum* (MG). En revanche, la contamination des dindes par MG est appelée la sinusite infectieuse de la dinde. Elle est responsable de lourdes pertes économiques en élevage commercial.

On retrouve cette bactérie chez un grand nombre de volailles domestiques, mais aussi chez des espèces d'oiseaux sauvages. Il existe une synergie d'action des mycoplasmes avec des bactéries comme *Escherichia coli* ou des virus comme les paramyxovirus ou les coronavirus. La transmission de MG peut être à la fois verticale et horizontale. On constate que la transmission est maximale aux œufs après 3 à six semaines d'infection. Pour la transmission horizontale, elle s'effectue aussi bien entre un porteur et un animal sain que par un vecteur (insecte, bottes). La voie d'entrée du virus est la cavité buccale (Swayne, 2013). La bactérie peut être transportée par un vecteur, car elle résiste bien au milieu extérieur. La faune sauvage est un réservoir de MG au même titre que les volailles domestiques cependant il n'a toujours pas été prouvé une contamination croisée entre ces deux populations (Levisohn, Kleven, 2000).

L'infection met cinq à dix jours à se mettre en place, on voit alors apparaître des signes respiratoires comme des éternuements, du jetage, des râles trachéaux, une dyspnée, une prostration. Les difficultés respiratoires poussent les oiseaux à respirer bec ouvert. Néanmoins, la présence de cette bactérie reste la plupart du temps silencieuse. Certaines souches de MG ont un tropisme différent pouvant affecter les systèmes myo-articulaires, reproducteur et oculaire.

Cette maladie est due à un microorganisme de la classe de mollicutes. Ces derniers ne possèdent pas de paroi et sont entourés d'une membrane cellulaire simple. C'est pour cette raison qu'ils sont insensibles aux antibiotiques de la famille des bêtalactamines (Brown et al., 2007). Afin d'identifier la bactérie, il est nécessaire de réaliser un écouvillonnage trachéal qui sera analysé par bactériologie ou par PCR.

Il existe des traitements antibactériens efficaces contre MG, cependant il est illusoire d'espérer une élimination totale de la bactérie et il faut les utiliser avec

parcimonie afin de limiter l'apparition de résistances aux antibiotiques. Pour se prémunir de cette maladie, il faut introduire des animaux issus d'élevage indemne de MG. Il s'agit ensuite de respecter une bonne biosécurité dans l'élevage. Le nettoyage du poulailler est lui aussi important. Les mycoplasmes sont sensibles aux désinfectants classiques, mais il faut toutefois être vigilant à ne pas utiliser d'ammoniums quaternaires auxquels ils sont résistants (Eterpi et al., 2011). Il est possible de vacciner les volailles pour limiter l'impact d'une infection, notamment chez les poules pondeuses.

3.4.2 *Mycoplasma synoviae*

Tout comme MG, le pouvoir pathogène de *Mycoplasma synoviae* (MS) est exacerbé par la présence d'autres agents pathogènes respiratoires. Il est notamment responsable de la synovite infectieuse du poulet et de la dinde.

La clinique est proche de celle de MG, avec toutefois une moindre intensité. Cependant, l'intensité des symptômes est étroitement liée à la virulence et au tropisme de la souche de MS rencontrée. Dans sa forme articulaire, la bactérie entraîne une inflammation progressive des tissus articulaires et périarticulaires aboutissant à une impossibilité pour les animaux de se tenir debout. Il est aussi possible d'observer une pâleur des babillons et de la crête. Cette infection est responsable de pertes économiques en élevages professionnels du fait des retards de croissances, des chutes de ponte et des saisies des carcasses à l'abattoir qui en découlent.

Les moyens de dépistage et de lutte contre MS sont sensiblement les mêmes que pour MG.

3.5 *Ornithobacterium rhinotracheale*

Cette bactérie est responsable de troubles respiratoires chez les volailles, mais touche particulièrement les dindes et dans une bien moindre mesure, les poulets de chair. Les conséquences de la maladie sont fortement influencées par les conditions d'élevage des animaux.

La répartition d'*Ornithobacterium rhinotracheale* (ORT) est mondiale. Les réservoirs de l'agent pathogène sont nombreux, car il est aussi détecté chez des faisans, perdrix et corbeaux. La transmission est aussi bien horizontale que verticale

et elle peut se transmettre par des aérosols ou par l'eau de boisson. La période d'incubation est très courte, environ 24h, et les signes cliniques s'estompent à partir de cinq jours post-infection.

La clinique commence par une diminution de la prise alimentaire avant l'apparition de signes respiratoires comme des éternuements et de la toux parfois hémorragique, ainsi qu'un œdème de la face. Chez les jeunes individus, on peut voir apparaître une mortalité subite liée à l'attaque des tissus nerveux centraux par la bactérie (Sprenger et al., 2000). Il est possible d'observer des oufs malformés et mous. La mortalité est élevée avec un maximum de 10% chez les adultes et jusqu'à 20% chez les jeunes atteints par l'infection du système nerveux. Les animaux peuvent aussi être porteurs asymptomatiques.

Il existe 18 sérotypes d'ORT, cependant on retrouve majoritairement le sérotype A. C'est un bacille Gram négatif qui est non hémolytique, catalase et oxydase positive. Il est cultivé sur gélose au sang. Cette bactérie est sensible à la chaleur, elle est inactivée à 42°C pendant 24h, c'est pourquoi les infections se développent majoritairement en hiver. Une désinfection avec un produit contenant des acides organiques (formique et glyoxyl) permet d'éliminer la bactérie du milieu. Les éléments d'autopsie évocateurs sont une pneumonie associée à une aérosacculite. Pour diagnostiquer la maladie, on utilise historiquement la bactériologie. Toutefois, la PCR ou la sérologie permettent d'obtenir des résultats bien plus rapidement.

Il est possible de réaliser des traitements antibiotiques curatifs pour endiguer les épidémies d'ORT. Cependant, de nombreuses résistances sont décrites (Devriese et al., 2001). Il est dès lors préférable de prévenir toutes contaminations. Des vaccins existent pour limiter l'impact de la maladie. Il est préférable d'introduire des animaux dont les reproducteurs sont vaccinés. Enfin, il est nécessaire d'appliquer une biosécurité stricte dans l'élevage tout en maintenant de bonnes conditions de logement.

3.6 Bronchite infectieuse

Le virus de la bronchite infectieuse aviaire (IBV) appartient à la famille des *Coronaviridae* et au genre *Gammacoronavirus*. Cet agent pathogène affecte aussi bien les poulets de chair que les poules pondeuses. Les pertes économiques liées à la maladie sont nombreuses, elles sont dues à la mortalité et à la chute de ponte.

La répartition du virus est mondiale. Les hôtes de ce virus sont principalement les poules et les faisans (Jackwood, Wit, 2019). La contagiosité de l'infection est très importante et se fait majoritairement par les aérosols cependant il peut aussi contaminer des surfaces. La voie d'entrée chez l'hôte est essentiellement oropharyngée et la contamination est uniquement horizontale. Le virus est capable de coloniser les tractus respiratoire, digestif et reproducteur, ce qui explique la forte excrétion par l'oiseau infecté. La létalité parfois élevée est due aux surinfections bactériennes fréquentes (*E. coli*, mycoplasmes) et à la souche du virus.

Les animaux atteints présentent une léthargie associée à du jetage, des éternuements, des râles trachéaux et de la chassie. Concernant les poules pondeuses, on observe surtout une forte chute de ponte (jusqu'à 70%) et des œufs présentant de sévères déformations coquillières. Le retour à un taux de ponte correcte et à des coquilles normalement formées peut ne jamais avoir lieu (Cavanagh, 2007)..

La lutte contre IBV passe par la vaccination, cette dernière représente un outil de protection incontournable. Cependant, il est nécessaire de surveiller les souches sauvages circulant dans les élevages, afin d'adapter le choix des souches et des programmes vaccinaux, pour les volailles de chair comme pour les futures pondeuses et reproductrices.

3.7 Gestion des maladies aviaires

Comme il a été décrit précédemment, les maladies aviaires sont nombreuses. Concernant les maladies respiratoires, il apparaît que la clinique de ces maladies est assez similaire pour de nombreux agents pathogènes et qu'il existe de nombreuses synergies dans le contexte des coinfections. On comprend donc l'intérêt d'une investigation clinique rigoureuse, qui fait le plus souvent appel à l'autopsie pour permettre un diagnostic étiologique. La démarche clinique peut aussi s'appuyer sur des tests rapides et sensibles. A ce titre, la biologie moléculaire est devenue un outil diagnostique de premier choix.

Epidémiologie des maladies aviaires

1 Circulation d'agents pathogènes et infection

Deux grands principes mènent à une contamination. Le premier est la « pression d'infection ». Elle correspond à la charge en agents pathogènes en contact avec l'hôte réceptif. La seconde est la réceptivité de l'hôte, c'est-à-dire la capacité de l'hôte à laisser un agent pathogène se multiplier dans son organisme. Il ne faut toutefois pas confondre réceptivité et sensibilité, cette dernière correspond à la capacité de l'hôte à déclencher des signes cliniques et elle peut être conditionnée par des facteurs extérieurs tel que le stress. La transmission quant à elle correspond à la capacité d'un individu infecté à en contaminer un second. La propagation peut avoir lieu de deux manières distinctes. La transmission verticale se fait par contamination via l'œuf à couver, qu'elle soit interne (contamination verticale vraie) ou coquillère (contamination pseudo-verticale. La transmission horizontale se réalise entre individus et elle peut être directe (contact) ou indirecte (vecteurs biologiques ou mécaniques). Les maladies persistent grâce à la présence de réservoirs vivants ou en résistant dans le milieu extérieur.

2 La basse-cour : maillon épidémiologique

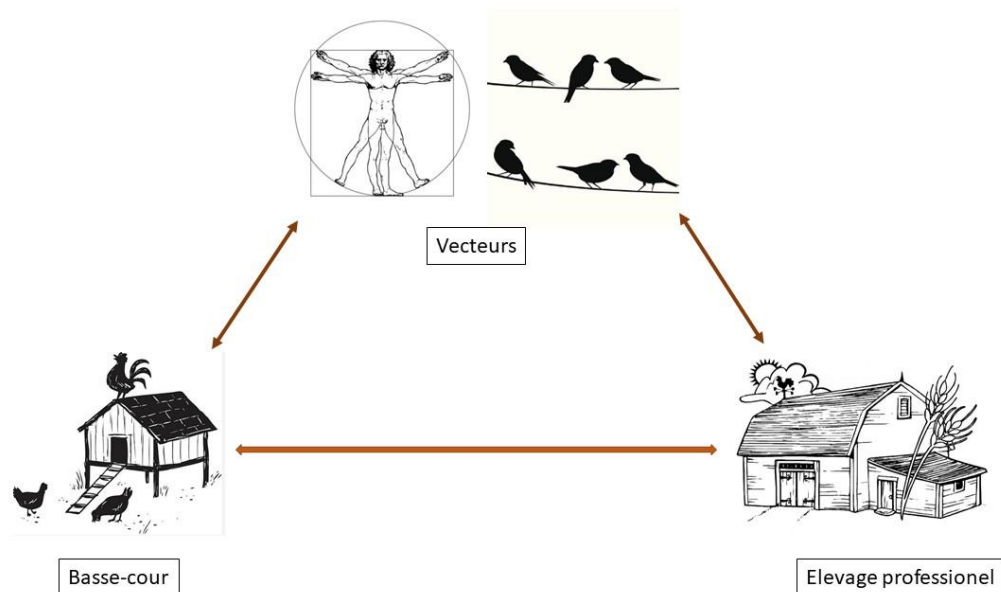


Figure 2 - Représentation schématique d'une chaîne d'infection aviaire

On comprend à l'aide de la figure 2 ci-dessus que la basse-cour présente à l'évidence des liens épidémiologiques avec les élevages commerciaux. Elle peut être contaminée par les élevages commerciaux, la faune sauvage et différents vecteurs tels que l'Homme et le matériel. Mais elle peut en retour contaminer ces différents compartiments épidémiologiques. Il est donc primordial de protéger la basse-cour, notamment avec de bonnes pratiques de biosécurité.

3 Exemple de mesures de biosécurité en élevage avicole

3.1 Restriction des visites

Limiter au maximum les contacts entre volailles et personnes extérieures est primordial. Toutefois si contact il y a, il est possible de mettre en place quelques règles simples pour limiter les risques. Le lavage des mains systématique, avant et après chaque visite est primordial, tout comme le port de vêtements dédiés à la basse-cour et ne sortant pas de celle-ci.

3.2 Création d'un espace de confinement

Pouvoir séparer les animaux entrant dans la basse-cour est important. En effet, ces derniers peuvent être porteurs de maladies dont le poulailler est indemne. La mise sous surveillance de ces animaux permet de voir l'apparition de signes cliniques au bout de quelques jours et évite d'introduire un animal au statut inconnu. On parle couramment d'une mise en quarantaine avant introduction des animaux dans le cheptel (ACIA, 2013).

3.3 Limiter les contacts avec la faune sauvage

La faune sauvage est possiblement porteuse d'agents transmissibles aux volailles. Il est indispensable de protéger les poules, la nourriture et l'eau des contacts avec la faune sauvage. Pour cela, il est possible de clôturer les côtés et le plafond de la basse-cour, de protéger l'eau et la nourriture des rongeurs et des oiseaux sauvages.

3.4 Observation des signes cliniques

C'est en observant ses animaux que l'on peut détecter précocement une affection afin de réagir convenablement. Pour cela, il est important de pouvoir estimer la consommation (eau et nourriture) et la production (croissances, nombre d'œufs) de ses animaux. Il faut aussi s'habituer à observer ses animaux afin de déterminer une variation de leur comportement.

3.5 Diminuer la pression d'infection

L'unique moyen de réduire la pression d'infection est de maintenir un milieu propre. Pour cela, il est recommandé de nettoyer régulièrement son poulailler ainsi que tout le matériel qui lui appartient (outils et vêtements). Un récapitulatif des bonnes pratiques en élevage avicole a été créé en 2016 suite à la crise de l'influenza aviaire. Une version complétée de l'arrêté du 8 février 2016 est disponible sur le site du gouvernement et donne toutes les lignes directrices de la biosécurité en élevage (Arrêté du 8 février 2016, 2016).

PARTIE 2 : ÉTUDE EXPÉRIMENTALE

L'objectif de l'étude est de décrire les pratiques d'élevages des basses-cours et de déterminer le statut sanitaire des basses-cours étudiées. Le suivi des poules de réforme avant et après introduction permet d'étudier la cinétique d'infection d'animaux naïfs issus d'élevage commercial vis-à-vis de certains agents pathogènes.

Pour cela, des basses-cours de Haute-Garonne ont été incluses dans une étude permettant de suivre l'évolution de leur statut sanitaire après leur adoption. La majorité de ces élevages familiaux se situe autour du lieu d'achat des volailles, à Seysses (31600). Cette zone périurbaine se caractérise par une densité de population forte de plus de 300 hab/km².

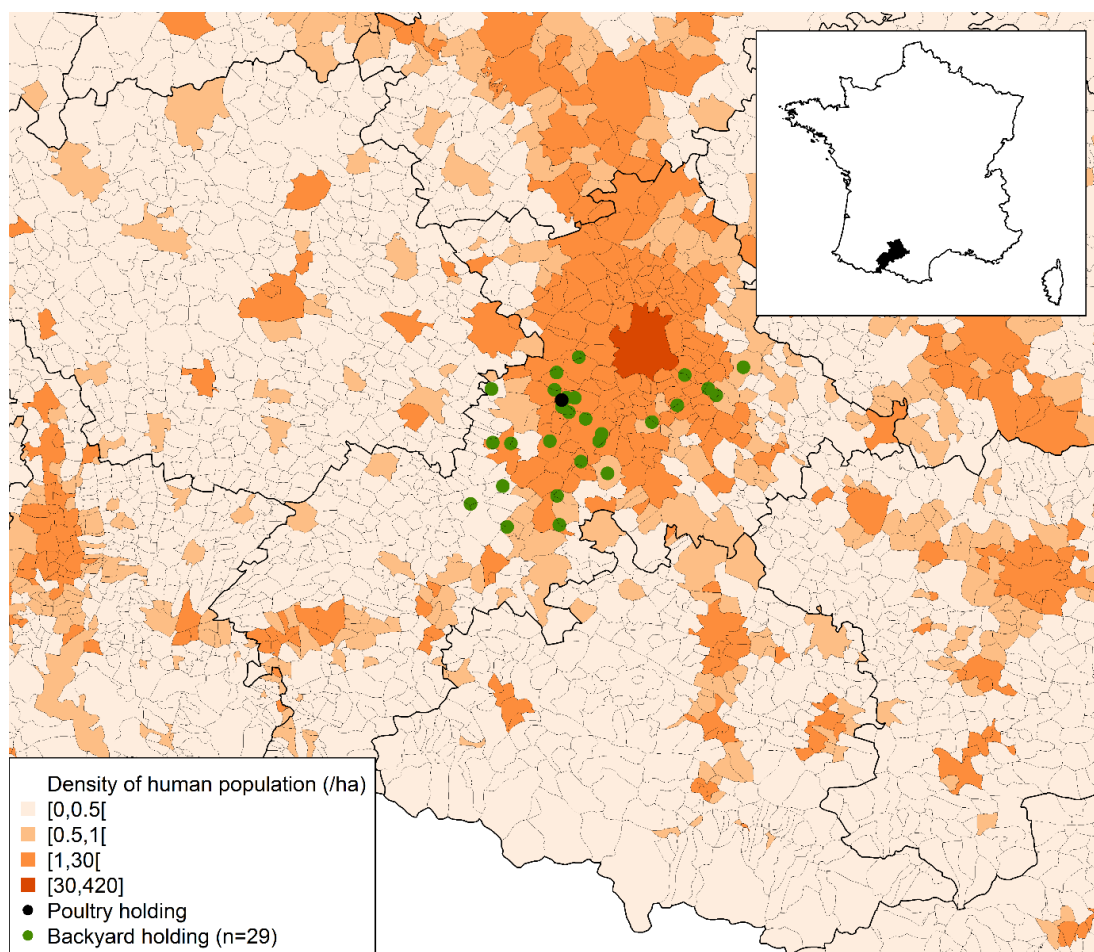


Figure 3 - Carte des lieux de prélèvement des échantillons

Cette étude s'est déroulée en deux temps. Le premier, permettant de contrôler le statut sanitaire des animaux dans l'élevage professionnel. Le second, six mois plus tard, a permis d'étudier le statut sanitaire des volailles introduites ainsi que les pratiques d'élevage des particuliers adoptants

Ainsi, le projet a permis d'étudier la contamination d'animaux « naïfs » vis-à-vis de certaines maladies après introduction dans des basses-cours de particuliers dont le statut sanitaire était inconnu.

Matériel et méthodes

1 Prise de contact et recueil des données

Il a été proposé par l'élevage commercial un service d'adoption de poules pondeuses durant les trois semaines précédant la réforme, à raison de deux matinées par semaine de visites autorisées sur le site afin de récupérer les animaux.

Il nous a été permis de nous rendre sur site au cours des matinées prévues pour la récupération des animaux. Il a également été possible de prendre contact avec les familles adoptantes lors de leur visite sur site, pour envisager leur participation à l'enquête. Trois matinées de ventes ont eu lieu dans l'élevage pendant lesquelles nous avons proposé aux adoptants de participer à notre enquête.

Les ventes ont été réalisées à l'extérieur du bâtiment d'élevage. Pour se faire, un employé a noté le nom des acheteurs, leur numéro de téléphone et le nombre de poules achetées. Afin de bâtir une base de données, nous avons renseigné un fichier lors de ces ventes (tableau, annexe X). De plus, des bagues d'identifications spiralées ont été posées sur les poules vendues aux adoptants afin d'identifier *a posteriori* les poules achetées. Les bagues n'ont été posées que lorsque les gens possédaient déjà des poules rousses dans leurs basses cours afin de pouvoir les différencier. Le nombre de poules identifiées était au nombre de 10 maximum.

Pour des questions logistiques et afin de pouvoir réaliser des prélèvements sur les poules, seuls il a été uniquement les participants résidant dans le Département de la Haute-Garonne (31) ont été intégrés à l'étude.

1.1 Elevage commercial

1.1.1 Description du site

L'élevage commercial avec qui nous avons collaboré est situé en Haute-Garonne à Seysses, au sud-ouest de Toulouse. Les poules sont élevées dans un bâtiment à ventilation statique transversale, de type Louisiane.



Figure 4 - Bâtiment d'élevage de poules pondeuses plein air avec de gauche à droite : (1) nids linéaires, (2) lignes de pipettes d'abreuvement, (3) perchoirs linéaires, (4) caillebotis, (5) chaîne d'alimentation, (6) volet d'accès au parcours extérieur (http://www.ska.it/fra/realizzazioni-dettaglio.php/id_cat=1/id_real=6)

Elles sont au nombre de 6400, réparties en deux groupes de 3200 de part et d'autre du poulailler. Des trappes situées au sol permettent aux poules pondeuses d'accéder au parcours extérieur tout au long de la journée.



Figure 5 - Parcours extérieur d'un poulailler d'élevage (source : <https://lesoeufs.fr/blog/la-transition-des-elevages-de-poules-pondeuses-passe-a-la-vitesse-superieure/>)

Cet élevage a une capacité de production d'environ 1 800 000 œufs par an.

1.1.2 Données témoins : prélèvement en élevage

Afin d'évaluer le statut sanitaire initial des poules avant leur transfert dans les basses cours, nous avons réalisé une série de prélèvements aléatoires dans l'élevage d'origine. Le nombre de prélèvements a été déterminé avec un intervalle de confiance de 95%, une prévalence réelle estimée des agents pathogènes recherchés à 5% sur une population totale de 6000 individus. De plus, nous avons considéré les analyses PCR comme étant des tests parfaits (sensibilité et spécificité de 100%). Soixante poules ont été prélevées au moyen d'écouvillons cloacaux et trachéaux, et des prises de sang ont été réalisées. L'analyse des données issues de cet échantillonnage nous a permis d'établir les prévalences des pathogènes recherchés au début de l'étude, soit avant introduction des poules dans les basses-cours. Cela sera considéré comme le prélèvement initial (T0).

1.2 Basses-cours volontaires

La campagne de prélèvement s'est déroulée du 4 au 27 mars 2020 dans des basses-cours du département de Haute-Garonne.

Chaque poule adoptée restante dans la basse-cour a été prélevée à l'aide d'un écouvillon trachéal, d'un écouvillon cloacal et d'une prise de sang à la veine alaire. Le sang était ensuite conservé dans un tube sec.

Pour un respect de la biosécurité dans les élevages, les manipulateurs étaient munis de combinaisons jetables, de surchaussures et de gants à usage unique. Une fois les prélèvements réalisés, tout le matériel de protection a été laissé dans l'élevage. Pour finir, une désinfection des bottes à l'aide de Virkon® a été réalisée.

Le remplissage du questionnaire auprès des particuliers a été réalisé par une tierce personne pendant les prélèvements. Un échange avec le propriétaire a permis de répondre aux 31 questions de l'enquête (annexe 4) pour chaque basse-cour. La saisie du questionnaire a été faite directement sur tablette numérique par l'enquêteur à l'aide du logiciel Sphynx®. Ce logiciel a permis de créer les questionnaires et de traiter les données en vue de l'analyse statistique. L'ensemble des données a été extrait dans une feuille de calcul Excel de la suite Microsoft Office®.

2 Conservation des échantillons

Les prélèvements ont été congelés au plus tard huit heures après leur réalisation. L'étape de reconditionnement en vue de la conservation des échantillons s'est effectuée sous un poste de sécurité microbiologique (PSM) au sein du laboratoire de virologie de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse (UMR ENVT-INRAE IHAP). Chaque bouton d'écouvillon a été placé dans un micro-tube Eppendorf® de 2 ml, identifié individuellement rempli de 400 µl de tampon phosphate salin (PBS) ([NaCl] =37 nM, [KCl]=2,7 nM, [Na₂HPO₄] =10 nM [KH₂PO₄] =1,76 nM) puis passé au vortex avant conservation à -80°C. Pour l'analyse, des mélanges issus de l'éluât de plusieurs animaux (pools) d'une même basse-cour ont été effectués. Les mélanges contenaient 5 échantillons maximum, dans un volume total de 150 µl, soit 30 µl par échantillon. Pour les mélanges contenant moins de cinq échantillons, le volume était complété à 150 µl avec du PBS afin que l'effet dilution soit indépendant du nombre d'échantillons

par pool. L'effectif maximal prélevé dans une basse-cour a été de dix individus, soit un maximum de deux pools de 5 individus par basse-cour.

3 Analyses de laboratoire

3.1 Essais de biologie moléculaire

3.1.1 *Extraction des acides nucléiques (ADN et ARN)*

L'ARN et l'ADN (acide ribonucléique et acide désoxyribonucléique) contenus dans les échantillons ont été extraits à l'aide du kit Nucleospin® RNA Virus de Macherey-Nagel®. Pour chacun des échantillons, nous avons transféré 150 µl de prélèvement dans un tube Eppendorf® de 2 ml adjoints de 600 µl de solution RAV1. Ce mélange a été ensuite porté à 70°C au bain-marie 5 minutes pour lyser les cellules, virus et bactéries. Il a ensuite été ajouté 600 µl d'éthanol à 70%. Une première étape de filtration sur colonne Nucleospin® était réalisée à 8000 g. Le culot a ensuite été jeté. L'étape suivante consistait au lavage, il a été ajouté 500 µl de RAW, puis 600 µl de RAV3, chaque ajout était séparé par une centrifugation d'une minute à 8000 g et une évacuation du filtrat. Enfin, le dernier lavage était effectué à l'aide de 200 µl de RAV3 et d'une centrifugation à 11000 g pendant 5 minutes. L'étape finale consistait à éluer le matériel génétique adsorbé sur la membrane à l'aide de 50 µl d'eau pure stérile à 70°C. Dans l'attente de l'analyse l'éluât a été stocké par – 80°C.

3.1.2 *Analyse moléculaire sur plateforme Biomark®*

La technologie Biomark® est un équipement de PCR en temps réel développé par la Société Fluidigm®. Il est compatible avec de multiples chimies de PCR (Taqman, SybrGreen, EvaGreen, UPL, etc.) et tous les types d'échantillons. Il est particulièrement adapté pour quantifier simultanément l'expression de dizaines de cibles dans un grand nombre d'échantillons. Quand il est utilisé en combinaison avec le C1® *Single-Cell Auto Prep System de Fluidigm®*, il offre la possibilité de quantifier jusqu'à 96 gènes dans 96 échantillons.

Les réactions PCR sont conduites dans des micro-puits dédiés (Dynamic®), via des circuits fluidiques intégrés (IFC). Pour l'analyse d'expression, ces micro-puits existent en plusieurs formats : 48x48 ou 96x96. Le chargement des amorces, des échantillons d'ADN et des réactifs est automatisé à l'aide d'un IFC Controller.

En raison du faible volume final des réactions PCR (9 à 6 nanolitres), il est recommandé d'augmenter la concentration des gènes cibles dans chaque échantillon avant d'utiliser le Biomark® HD. Cette pré-amplification spécifique (STA : *Specific Target Amplification*) consiste en une PCR multiplex utilisant un pool de tous les couples d'amorces qui seront utilisés par la suite sur le Biomark® HD.

Quand les analyses sont conduites sur des cellules individuelles, la capture des cellules, la lyse cellulaire, la synthèse d'ADNc par transcription inverse et la pré-amplification spécifique sont réalisés dans le C1® SingleCell Auto Prep System en utilisant des dispositifs microfluidiques dédiés.

Afin de réaliser une analyse Biomark®, un lot de 23 cibles a été sélectionné pour objectiver la potentielle présence de 19 agents pathogènes d'intérêt en médecine avicole (annexe 1). Une technicienne spécialisée a ensuite réalisé une PCR quantitative Biomark HD® de l'entreprise Fluidigm®.

Une plaque de 48x48 puits a été utilisée. Dans la première colonne, il a été déposé 48 échantillons. La première ligne quant à elle, été composée des 23 couples d'amorces (Figure 7). Une étape d'amplification préliminaire a été effectuée avant l'analyse PCR. Pour la PCR Biomark HD, un mélange de 66% de Rgt kit PreAmp Mastermix® et de 34% du mélange de toutes les amorces à 0,2 µM a été réalisé. Ce mix a été introduit à raison de 3,7 µl dans chaque puit contenant 1,3 µl de chaque échantillon. Après 2 minutes de chauffe à 95°C, une succession de 14 cycles a été effectué sur une base de 95°C durant 15 secondes succédé de 60°C pendant 4 minutes pour chacun d'eux. Les produits ainsi amplifiés ont été mixés avec des endonucléases Exo I de New England Biolabs® et incubé 30 minutes à 37°C puis 15 minutes à 80°C. Il a fallu diluer ces mélanges au cinquième avec du tampon TRIS-EDTA. Un second mélange constitué de 66% de TaqMan® Gene Expression Master Mix de Applied Biosystem®, de 20% tampon TRIS-EDTA, de 7% de DNA Binding Dye Sample Loading Reagent® de Fluidigm® et de 7% d'EvaGreen® d'Interchim® a été constitué. Ensuite, 5 µl de ce mix a été mixé avec 1,7 µl d'ADNc dilué au cinquième. Les puits de la plaque de réactif ont alors été remplis avec 5 µl de ce dernier mix. Les plaques ont été insérées sur la puce de réaction 96.96 Dynamic Array®. Pour finir, la puce a été introduite dans le contrôleur IFC HX® qui permet la gestion des réactions entre amorces et échantillons (Figure 6).

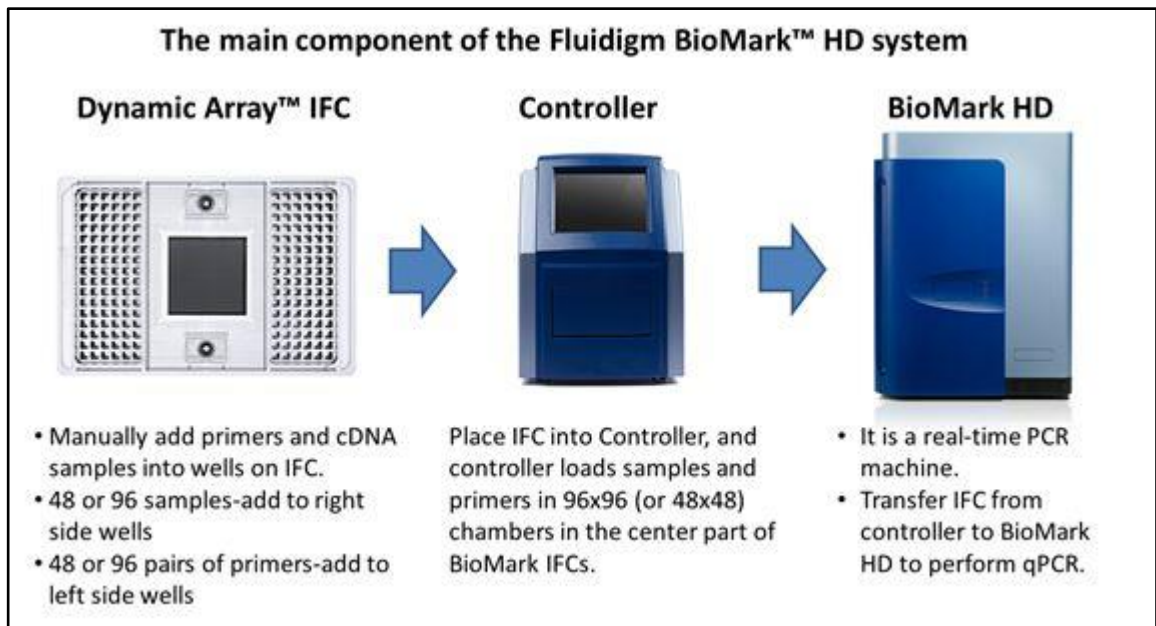


Figure 6 - Schéma explicatif des analyseurs et de leur fonctionnement (<https://www.fluidigm.com/products/biomark-hd-system>)

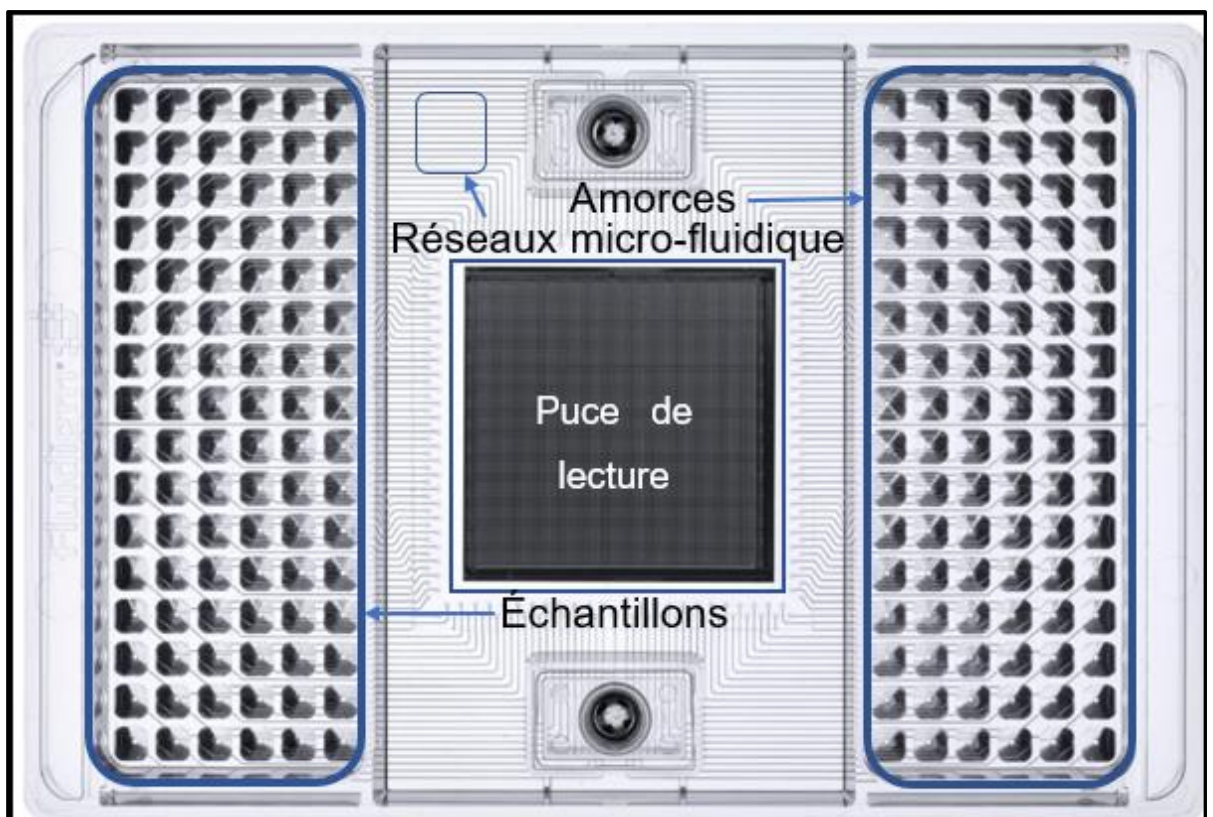


Figure 7 - Plaque 96x96 puits réactionnel de la technologie Biomark® (<https://www.fluidigm.com/products/biomark-hd-system>)

La première étape de chauffage consistait à une phase de deux minutes à 50°C suivis de 10 minutes à 95°C. Puis 35 cycles se succédèrent, à raison de 15 secondes à 95°C et une minute à 60°C par cycle. Un cliché de la puce réactionnelle a été réalisé

3.1.3 PCR quantitative en temps réel

Une PCR additionnelle a été réalisée pour la recherche de *Mycoplasma gallisepticum* (MG) à l'aide du kit Sybr Green® afin de quantifier plus précisément l'ADN présent dans les échantillons. Les analyses ont été menées à l'aide de l'appareil Lightcycler® 96 de la firme Roche®. Les échantillons ont été analysés en dupliquas sur des plaques de 96 puits à raison de 2 µl par puit. Un volume de 10 µl de Sybr Green® a ensuite été ajouté dans chaque puit, suivi de 7,2 µl d'eau distillée et 0,4 µl d'amorces. La plaque a ensuite été insérée dans le Lightcycler® 96 Real-Time PCR System pour être chauffée à 95°C pendant 5 minutes. Il se déroule alors 45 cycles d'amplification, consistant au chauffage à 95°C pendant 10 secondes puis 60°C durant 15 secondes et 72°C pendant 12 secondes. Le cycle de fusion consiste en 10 secondes à 95°C puis 60 secondes à 65°C, enfin 1 seconde à 97°C. La dernière phase consiste à refroidir les puits à 37°C en 30 secondes.

Les données ont été analysées avec le logiciel Lightcycler® 96 version 1.1.0.1320 qui nous a permis d'exporter les bases de données vers le logiciel Excel® de la suite Microsoft Office®. Les figures suivantes illustrent la lecture des résultats et la détermination des échantillons positifs et négatifs. En effet, les courbes de fusions superposées à celle de notre témoin positif signifient une hybridation spécifique de nos amorces sur les gènes recherchés.

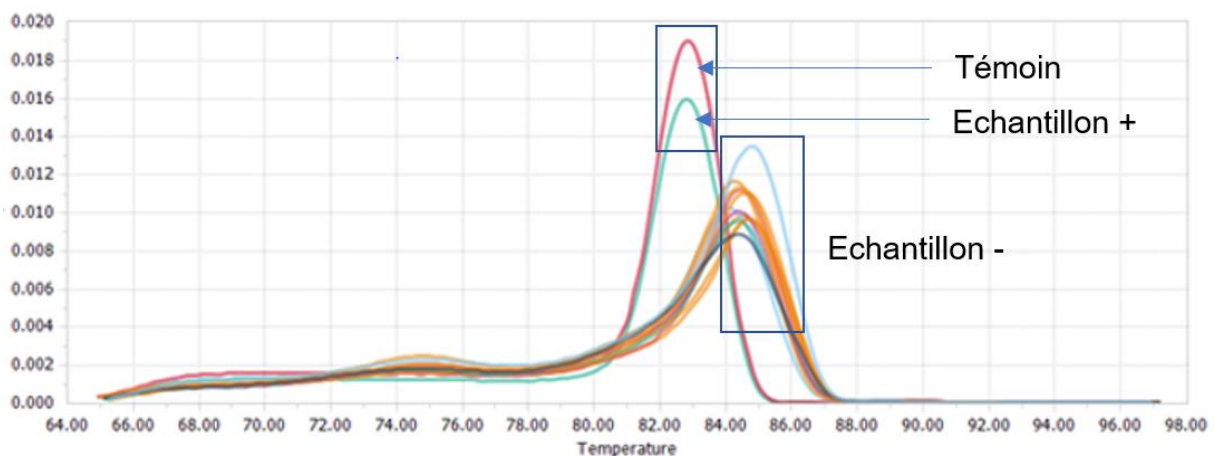


Figure 9 - Exemple de courbes de fusion obtenues grâce au logiciel Lightcycler® (courbe du témoin positif en rouge)

3.2 Les cultures de mycoplasmes

Sur les pools d'échantillons MG positifs en qPCR, il a également été réalisé des isollements de mycoplasmes par culture microbiologique. *Mycoplasma gallisepticum*

(MG) a ainsi été isolé sur des individus de deux basses-cours. Il a été effectué des cultures individuelles. Une des deux basses-cours comprenait 10 animaux prélevés de deux types écouvillons trachéaux différents. L'objectif était de tester la qualité d'isolement de MG en culture à partir de deux types d'écouvillons différents d'un même échantillon.

Le premier écouvillon contenant un milieu liquide Amies stérile et le second un écouvillon stérile sec standard, repris en tampon PBS lors du reconditionnement. À partir de ces écouvillons, il a été réalisé cinq dilutions au dixième pour chacun d'eux. Ces dilutions ont ensuite été utilisées pour ensemercer cinq géloses SP4 (acétate de thallium, pénicilline) pour les deux types d'écouvillons. En parallèle, des bouillons SP4 ont étéensemencés avec ces mêmes échantillons et dilutions. La mise en culture des échantillons a été réalisée à 37°C dans une étuve. Les colonies ont été dénombrées et décrites chaque jour. Lors de la pousse de colonies de mycoplasmes, 5 à 8 colonies ont été prélevées et remises en bouillon SP4 en réalisant une gamme de dilution au dixième. Après six jours d'incubation, 50 µl de chaque bouillon SP4 ont été prélevés pour être chauffés à 98°C pendant 10 minutes pour lyser les mycoplasmes en vue d'une PCR d'identification d'espèce. Une PCR amplifiant un fragment du gène *mgc2* a été réalisée sur 5 µl de lysat pour déterminer la présence de MG chez l'individu. Un schéma explicatif est représenté dans l'annexe 3, ce dernier est tiré d'un protocole expérimental d'isolement de mycoplasmes bovins. Les données de cultures ont été répertoriées et analysées à l'aide du logiciel Excel®. Les résultats de PCR ont été obtenus et analysés grâce au logiciel Lightcycler® 69 version 1.1.0.1320.

4 Analyses statistiques

4.1 Analyse descriptive

L'analyse des questionnaires a été réalisée à l'aide du logiciel Sphinx® pour les calculs des proportions et diagrammes. Ensuite, les données brutes sont exportées automatiquement sur une feuille de calcul Excel®.

La base de données finale permet de croiser les résultats de laboratoire avec ceux du questionnaire sur les pratiques d'élevage afin d'entreprendre une analyse de facteurs de risque.

4.2 Analyse des facteurs de risque

L'analyse statistique univariée est réalisée en partie avec le logiciel en ligne OpenEpi®. Ce dernier permet de réaliser des tests du χ^2 . Concernant l'analyse multivariée, elle est réalisée sur le logiciel R® (version 3.4.1). Les associations entre les variables ont été testées à l'aide de statistiques bivariées (test exact de Fisher). Une analyse par régression logistique multivariée a été menée pour étudier les facteurs statistiquement associés au statut d'infection des basses-cours à, AvP, MG, MS et ORT ainsi que pour les co-infections. Toutes les variables utilisées étaient binaires ou ordinales. Les catégories ont été définies en utilisant la médiane des effectifs et les classes d'âge des basses-cours (Annexe 2). Des variables explicatives avec une valeur p inférieure à 0,2 ont été sélectionnées pour être incluses dans les régressions logistiques multivariées. La colinéarité par paire a été testée entre toutes les variables explicatives sélectionnées en calculant le coefficient kappa de Cohen et considérée comme significative si la valeur absolue du coefficient dépassait 0,7. Pour les régressions multivariées, une élimination rétrograde progressive a été effectuée et les variables explicatives ont été conservées si elles étaient statistiquement significatives. Les rapports de cotes (OR) avec des intervalles de confiance à 95% ont été calculés pour les associations statistiquement significatives.

Résultats

À l'issue des trois matinées de vente à la ferme, il a été recensé 56 basses-cours, situées en Haute-Garonne et dont les propriétaires souhaitent participer à l'étude ainsi qu'à la campagne de prélèvement. Après une période de six mois, 28 basses ont été prélevées parmi les 56 volontaires.

La première partie des résultats décrit les pratiques observées dans cet échantillon majoritairement périurbains. La seconde partie présentera le statut sanitaire des animaux prélevés au moment de leur adoption puis six mois après leur introduction dans les basses-cours.

1 Caractéristiques des adoptants de poule de réformes

Caractéristiques	Nombre de participants	Pourcentage (%)	Intervalle de confiance à 95%
Âge du propriétaire			
16-29 ans	3	11	[3-30]
30-49 ans	8	29	[14-49]
50-64 ans	10	36	[19-56]
> 65 ans	7	25	[1-25]
Activité professionnelle			
Agriculteur	3	11	[3-30]
Cadre	9	32	[17-52]
Employé	5	18	[7-38]
Retraité	9	32	[17-52]
Sans activité professionnelle	2	7	[1-25]
Motivation d'élevage des poules			
Relation homme/animal	9	32	[17-52]
Décoration	1	4	[0-20]
Qualité des œufs	3	11	[3-30]
Valorisation des déchets	15	54	[34-72]
Motivation d'achat des poules de réforme			
Performance de ponte	3	11	[3-30]
Prix	9	32	[17-52]
Offrir une seconde vie	9	32	[17-52]
Praticité	5	18	[7-38]
Autre	2	7	[1-25]
Origine des poules			
Professionnel	9	32	[17-52]
Particulier	13	46	[28-66]
Marchés locaux	4	14	[5-36]
Animalerie	2	7	[1-25]

Tableau 1 - Descriptions des profils de détenteurs de poules dans notre étude

Les propriétaires sont âgés de plus de 50 ans dans 61% des cas, cette population est en adéquation avec une population de retraités qui représentent un tiers de notre échantillon. Les cadres et employés sont eux aussi très présents avec 50% de la population. La motivation d'élever des poules, est d'abord la valorisation des déchets, surreprésentée avec près de 54% des participants. Vient ensuite la relation

entre l'homme et l'animal avec 32%. Quant aux choix des poules de réforme, la population se scinde entre deux motivations principales qui sont l'éthique (32%) d'un côté et le prix (32%) de l'autre.

2 Étude des pratiques d'élevage en milieu périurbain

2.1 Caractéristiques des basses-cours

2.1.1 Description des effectifs des basses-cours

	Nombre de basses-cours participants	Minimum	1er quartile	Médiane	Moyenne	3e quartile	Maximum	Total d'individus
Échantillon à t0	56	0	3	6	11	10	90	601
Échantillon à t6 mois	28	2	4	7	8	10	30	232
Échantillon prélevé	28	1	3	5	5	7	10	147

Tableau 2 - Caractéristiques des effectifs de poules pondeuses et leurs évolutions évolution au cours de l'étude

La basse-cour type de notre étude est donc composée uniquement de poules, avec une moyenne de 5 individus par basse-cour. On peut constater que durant les six mois de l'étude notre effectif est passé de 601 à 232 animaux. Ceci s'explique par de l'arrêt de l'étude chez différents volontaires pour des raisons diverses comme des attaques de renards, une logistique trop complexe ou une perte d'intérêt pour le projet de recherche. Au cours de l'étude, 147 individus ont été prélevés sur une population de 232 animaux au sein des basses-cours. L'effectif moyen du poulailler est passé de 11 à 5 individus, on comprend donc que notre échantillon prélevé n'est pas parfaitement représentatif de la population adoptante.

Caractéristiques	Nombre de participants	Pourcentage (%)	Intervalle de confiance à 95%
Ancienneté du poulailler			
<2 ans	7	25	[11-45]
2-5 ans	5	18	[7-38]
5-10 ans	5	18	[7-38]
10-30 ans	5	18	[7-38]
>30 ans	6	21	[9-42]
Espèces présentes			
Poules uniquement	25	89	[71-97]
Multi-espèce	3	11	[3-30]
Nombre de passage au poulailler par jour			
1 fois par jour	3	11	[3-30]
2 fois par jour	10	36	[19-56]
> 2 fois par jour	15	54	[34-72]
Âge des animaux à l'introduction			
Poussins	2	7	[1-25]
Poulettes prêtes à pondre	5	18	[7-38]
Poules > 1 an	20	71	[51-86]
Œufs embryonnés	1	4	[9-42]
Poules de réforme uniquement			
Oui	14	50	[33-67]
Non	14	50	[33-67]
Source principale de nourriture			
Restes de repas	20	71	[51-86]
Mélange de blé et de maïs	5	18	[7-38]
Mélange de céréales du commerce	3	11	[3-30]
Aliment complet pour poules pondeuses	0		[0-15]
Source secondaire de nourriture			
Uniquement la source principale	6	21	[9-42]
Restes de repas	0	0	[0-15]
Mélange de blé et de maïs	4	14	[5-36]
Mélange de céréales du commerce	12	43	[25-63]
Aliment complet pour poules pondeuses	6	21	[9-42]
Connaissances globales des maladies aviaires			
Salmonellose	28	100	[85-100]
Influenza aviaire	28	100	[85-100]
Campylobactériose	3	11	[3-30]
Maladie de Newcastle	7	25	[1-25]

Tableau 3 -Description des pratiques zootechniques appliquées dans les basses-cours étudiées

2.1.2 Gestion du poulailler

Les basses-cours de notre étude sont pour 57%, âgées de plus de 5 ans. En revanche, on observe qu'un quart des participants ont créé leur poulailler depuis moins de deux ans. Ainsi on souligne une volonté nouvelle de créer des poulaillers. Le nombre de visites du poulailler est assez élevé, étant donné que 89% des participants y passent deux fois ou plus par jour. Concernant l'âge des animaux à l'introduction, beaucoup de poules avaient plus d'un an (71%), provenant majoritairement de l'élevage concerné par notre étude. L'explication la plus probable serait que les volontaires de l'étude participaient tous à la vente de poules de réforme. Ce mode d'approvisionnement en volailles est donc favorisé par notre panel, 50% des participants se fournissant exclusivement de poules de réforme. D'autres moyens de renouvellement minoritaires existent, comme la reproduction sur site, l'achat de poussins ou encore de poulettes.

2.1.3 Alimentation des poules

Concernant l'alimentation, elle est représentée en premier lieu par les restes alimentaires à hauteur de 71%. En revanche, la distribution d'aliment complet pour poules pondeuses n'est effectuée que dans 21% des poulaillers.

2.1.4 Connaissances sanitaires globales

Il a été observé que tous les participants connaissent l'influenza aviaire ainsi que la salmonellose, deux maladies très médiatisées de par leur importance sanitaire et les crises qu'elles ont pu engendrer. La campylobactériose ainsi que la maladie de Newcastle sont, elles, beaucoup moins connues du grand public avec des pourcentages respectifs de 11% et 25%.

2.2 Gestion sanitaire

Caractéristiques	Nombre de participants	Pourcentage (%)	Intervalle de confiance à 95%
Don ou vente d'œufs			
Jamais	3	11	[3-30]
Parfois	10	36	[19-56]
Souvent	11	39	[22-60]
Toujours	4	14	[5-36]
Lavage des œufs après le ramassage			
Oui	4	14	[5-36]
Non	24	86	[66-95]
Fréquence de nettoyage du poulailler			
Quotidien	1	4	[0-20]
Hebdomadaire	5	18	[7-38]
Mensuel	13	46	[28-66]
Annuel	9	32	[17-52]
Gestion des animaux morts			
Enterrer	11	39	[22-60]
Incinéré	2	7	[1-25]
Confié au vétérinaire	2	7	[1-25]
Déchets ménagers	6	21	[9-42]
Autres	7	25	[1-25]
Présence de signes cliniques au cours de l'année			
Oui	8	29	[14-49]
Non	20	71	[51-86]
Types de signes cliniques			
Respiratoires	2	7	[5-64]
Locomoteurs	1	4	[1-53]
Inconnu	5	18	[26-90]
Consultation d'un vétérinaire au cours de l'année			
Oui	4	14	[5-36]
Non	24	86	[66-95]
Traitement réalisé dans l'année			
Oui	9	32	[17-52]
Non	19	68	[48-83]
Type de traitement			
Vitamines	8	29	[14-49]
Antibiotiques	0	0	[0-15]
Antiparasitaire interne	5	18	[26-90]
Antiparasitaire externe	3	11	[3-30]
Phytothérapie et/ou homéopathie	2	7	[5-64]
Absence de traitement	10	36	[19-56]
Lieu d'achat du traitement			
Clinique vétérinaire	8	29	[14-49]
Animalerie	6	21	[9-42]
Site internet	1	4	[9-42]
Pharmacie	0	0	[0-15]
Aucun achat	13	46	[28-66]

Tableau 4 - Descriptif de la gestion sanitaire des basses-cours étudiées

Le don ou la vente d'œuf par les propriétaires de poules sont pratiqués pour 89% des basses-cours. Il est important de noter que 14% des participants lavent les œufs après la récolte, alors que cette pratique représente un risque pour l'intégrité des protections physiques de la coquille et donc pour la santé des consommateurs de ces œufs. Le nettoyage du poulailler est réalisé au moins mensuellement dans 68% des cas. Les 32% restants ne sont nettoyés qu'annuellement.

L'élimination des animaux morts dans l'élevage s'effectue dans les ordures ménagères dans 21% des cas. Pour 46% des propriétaires, les animaux ne quittent pas le domicile, ils sont alors enterrés ou incinérés. Les vétérinaires ne prennent en charge les cadavres, pour les faire traiter par les entreprises d'incinération, que pour 7% des basses-cours.

Concernant les symptômes associés à d'éventuelles maladies et donc potentiellement à des infections, 29% des éleveurs estiment avoir décelé des signes cliniques chez leurs volailles au cours de l'année précédente. Les signes cliniques alors observés sont non spécifiques dans 18% des élevages, 7% ont signalé des signes respiratoires et 4% des troubles locomoteurs. Le vétérinaire n'est que rarement consulté pour les poules, avec seulement 14% des basses-cours ayant fait l'objet d'une consultation durant l'année passée. En revanche, 32% des poules ont reçu un traitement sur cette même période. Ces traitements étant pour 29% des vitamines, des antiparasitaires externes et internes pour respectivement 11% et 18% d'entre elles. Des médecines alternatives (homéopathie et phytothérapie) sont employées dans 7% des cas. Il est important de souligner qu'aucun éleveur n'a déclaré avoir utilisé des antibiotiques au cours de l'année. Les lieux d'achat privilégiés des traitements restent les cabinets vétérinaires ainsi que les animaleries, qui cumulent respectivement 29% et 21% des réponses.

2.3 Biosécurité

Caractéristiques	Nombre de participants	Pourcentage (%)	Intervalle de confiance à 95%
Présence de poules à t0			
Oui	19	68	[48-83]
Non	9	32	[17-52]
Introductions de poules et mouvements entre t0 et t6 mois			
Introduction	6	21	[9-42]
Déplacement et mélange avec d'autres des oiseaux	2	7	[1-25]
Vente ou don de poules	2	7	[1-25]
Chaussures spécifiques			
Jamais	24	86	[66-95]
Parfois	1	4	[0-20]
Toujours	3	11	[3-30]
Lavage des mains après le passage au poulailler			
Jamais	4	14	[5-36]
Parfois	2	7	[1-25]
Souvent	4	14	[5-36]
Toujours	18	64	[44-81]
Faune sauvage (présence de mangeoire à oiseaux)			
Oui	18	64	[44-81]
Non	10	36	[19-56]
Visite du poulailler par un tiers dans les 3 derniers mois			
Oui	5	18	[7-38]
Non	23	82	[62-93]
Visite du poulailler d'un tiers dans les 3 derniers mois			
Oui	3	11	[3-30]
Non	25	89	[71-97]
Contacts réguliers avec un autre propriétaire de poules			
Jamais	15	54	[34-72]
Parfois	7	25	[11-45]
Souvent	4	14	[5-36]
Toujours	2	7	[1-25]

Tableau 5 - Descriptif des pratiques de biosécurité appliquées dans les basses-cours étudiées

Les basses-cours étudiées contenaient pour 68% d'entre elles des volailles au moment de l'achat des poules de réformes. Les animaux introduits sont donc mélangés à d'autres, au statut sanitaire inconnu. De plus, 28% des poulaillers connaissent une introduction ou un mélange de poules dans les 6 mois précédant la campagne de prélèvement. Une fois encore, ces volailles sont alors exposées à des individus au statut sanitaire non connu préalablement et d'origine différente.

L'utilisation de chaussures dédiées à la basse-cour est quasi inexistante (14% des basses-cours). Néanmoins, 78% des propriétaires se lavent souvent (14%) ou toujours (64%) les mains après un passage au poulailler. Enfin, les contacts avec la faune sauvage sont favorisés par la présence de mangeoires à oiseaux dans 64% des cas.

Les basses-cours sont également régulièrement visitées. Les participants ayant visité un autre poulailler ou fait visiter le leur dans les trois derniers mois représentent respectivement 11% et 18% de l'effectif. De plus, une part non négligeable des éleveurs (46%) sont en contact régulier avec d'autres propriétaires de poules.

3 Prévalences des agents pathogènes des poules de réforme introduites dans les basses-cours

3.1 Détection des agents infectieux par PCR sur la plateforme BioMark®

Pour chacune des 28 basses-cours volontaires ainsi que pour les animaux prélevés dans l'élevage professionnel, nous avons réalisé des analyses qPCR afin de déterminer la présence des agents pathogènes décrits dans le tableau ci-dessous.

Pathogènes	Élevage commercial (n=60)	Prévalence, % [95% IC]	Nombre de basses-cours familiales positives (n=28)	Prévalence, % [95% IC]
	12 pools			
AvP	0	0 [0-7.5]	14	50 [33-67]
ILT	4	8 [2-19]	13	46 [28-66]
<i>E. Coli</i>	9	24 [10-44]	12	43 [25-63]
MS	0	0 [0-7.5]	11	40 [22-60]
ORT	0	0 [0-7.5]	7	25 [11-45]
MG	0	0 [0-7.5]	3	11 [3-30]
IBV	0	0 [0-7.5]	1	4 [0-20]
<i>B. avium</i>	0	0 [0-7.5]	0	0 [0-12.06]
IAA	0	0 [0-7.5]	0	0 [0-12.06]
aMPV	0	0 [0-7.5]	0	0 [0-12.06]
NDV	0	0 [0-7.5]	0	0 [0-12.06]
PM	0	0 [0-7.5]	0	0 [0-12.06]
<i>R. anatipestifer</i>	0	0 [0-7.5]	0	0 [0-12.06]
<i>Chlamydia spp.</i>	0	0 [0-7.5]	0	0 [0-12.06]
<i>Chlamydia gallinacea</i>	0	0 [0-7.5]	0	0 [0-12.06]
<i>Chlamydia psitacci</i>	0	0 [0-7.5]	0	0 [0-12.06]

Tableau 6 - Prévalences comparées des agents pathogènes sur les animaux avant leur adoption et 6 mois plus tard

Les deux agents pathogènes retrouvés dans l'élevage commercial avant adoption des poules ont été *Escherichia coli* (24% des oiseaux) et *ILT* (8%). Ces

prévalences ont été obtenues à l'aide de l'outil d'analyse statistique en ligne Epitools® (<https://epitools.ausvet.com.au/ppvariablepoolsiz>). Six mois après, les poules de réformes ont été positives pour AvP, MS, ORT, MG et IBV respectivement dans 50%, 40%, 25% et 4 % des 28 basses-cours suivies.

Afin d'illustrer l'importance des co-infections dans les basses-cours étudiées, le nombre d'agents pathogènes (AVP, ORT, MS et MG) présents dans chaque basse-cour a été étudié. L'ILT n'est pas retenu dans le calcul des co-infections du fait de sa présence dans l'élevage d'origine des poules. Ces données sont présentées dans le graphique suivant.

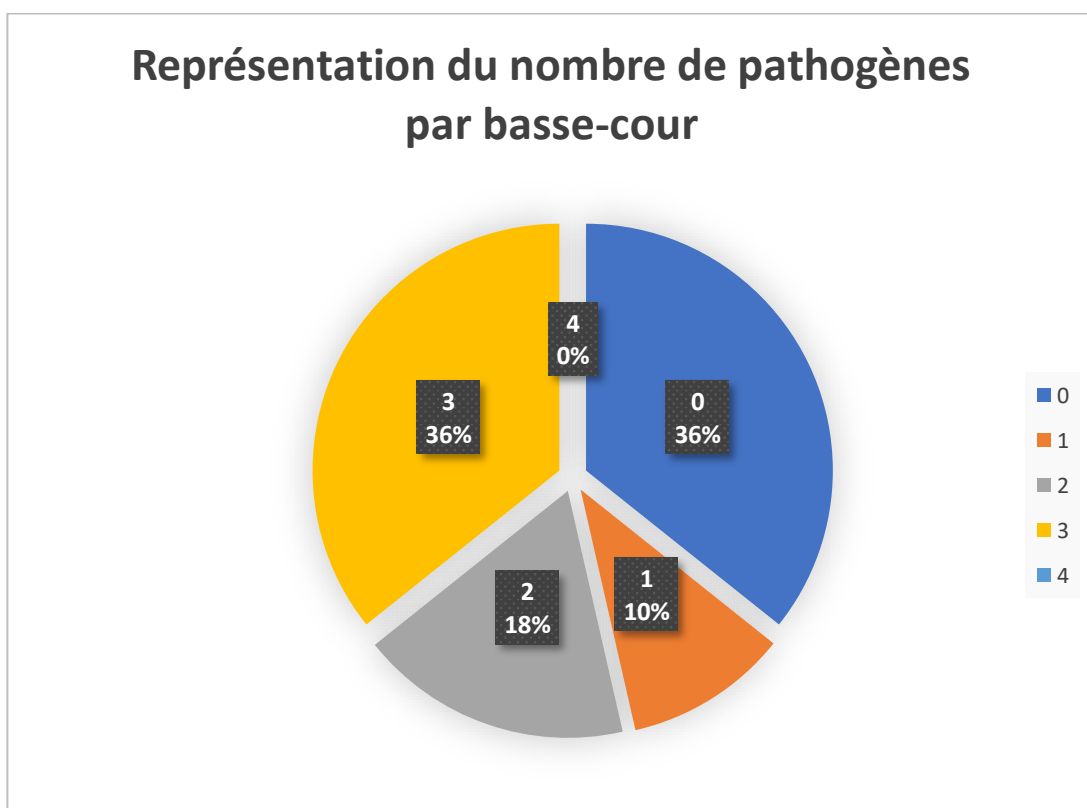


Figure 10 - Nombre de pathogènes détectés dans les basses basses-cours de notre étude

On note ici que les co-infections sont nombreuses, elles sont même majoritaires avec 54% des basses-cours ayant plus d'un pathogène détecté. Après six mois seulement un quart des basses-cours ont un statut indemne vis-à-vis des pathogènes recherchés.

3.2 Caractérisation des mycoplasmes et coinfections associées

Des qPCR supplémentaires ont été réalisées afin de caractériser plus précisément les mycoplasmes aviaires, en identifiant MG et MS parmi l'ensemble des mycoplasmes (Mollicutes) Le gène ciblant la classe des « Mollicutes » est un gène ribosomique 16S commun à tous les mycoplasmes.

Exposition au pathogène	Variable	Odds ratio	Intervalle de confiance à 95%	P-value
Tous mycoplasmes	MG et/ou MS	33.25	[6.1 - 286]	2,40E-06
	ORT et/ou AVP	4.67	[1.26 - 19.6]	0.011
MG et/ou MS	ORT et/ou AVP	6.96	[1.78 - 30.9]	0,022

Tableau 7 - Analyse univariée de l'influence de différents pathogènes sur la détection des mycoplasmes totaux

La population de mycoplasme totale est très fortement corrélée avec la présence de MG ou MS ($p < 0,05$), et ce avec un Odd ratio très élevé (plus de 33). L'hypothèse la plus probable est que ces deux mycoplasmes représentent alors une proportion importante de la population de mycoplasme totale. La contamination par ORT ou AVP est elle aussi un facteur influençant positivement la détection de mycoplasmes, mais de façon plus modérée. Cette association peut s'expliquer par une certaine dysbiose qui serait favorable au développement des mycoplasmes. Cette association semble réciproque.

3.3 Identification des mycoplasmes par culture

Des cultures de mycoplasmes ont été réalisées sur les individus de la basse-cour numéro 39 (n=10). Tous les échantillons mis en cultures ont aussi été analysés par qPCR pour rechercher MG et Mollicutes. L'objectif était de comparer les résultats des différentes approches méthodologiques (qPCR, culture) et d'orienter sur un choix d'écouvillon (sec vs Amies) sur la base des résultats des cultures bactériologiques.

Individus	Dilution du bouillon SP4				PCR		Proportion
	1E-01	1E-02	1E-03	1E-04	Nombre de copies de Mgc2/2µl	Nombre de copies du gène 16S tous mycoplasmes/2µl	Pourcentage de MG dans la population de mollicutes totale
1	-	-	-	+	31	5141	0,6%
2	-	-	-	-	0	6523	0,0%
3	-	-	-	-	0	2081	0,0%
4	-	-	-	-	0	2377	0,0%
5	-	-	-	-	5	2180	0,2%
6	-	-	-	-	0	573	0,0%
7	-	-	-	-	0	4549	0,0%
8	-	-	-	-	0	2377	0,0%
9	+	-	-	-	28	3167	0,9%
10	+	-	-	-	71	4746	1,5%

	Écouvillon sec		Écouvillon Amies
	Négatif avec les deux écouvillons		

Tableau 8 - Bilan des cultures de mycoplasme et des PCR réalisées individuellement dans la basse-cour 39

Ces résultats nous montrent qu'il est possible de cultiver et d'identifier MG à partir de prélèvements effectués avec des écouvillons secs ou humides. On note toutefois une différence entre ces deux types d'écouvillon, avec une meilleure capacité apparente d'isolement de MG avec les écouvillons Amies. Ils seront donc à privilégier si la culture est envisagée.

4 Etude des facteurs de risques associés au statut sanitaire des basses-cours

4.1.1 Mise en évidence des facteurs de risque : analyse univariée

L'analyse univariée de données réalisées sur R® nous permet d'étudier les pratiques à risque en lien avec la prévalence d'un agent pathogène ou d'une co-infection.

Exposition à l'agent pathogène	Variable	Odds ratio	Intervalle de confiance à 95%	P-value
Co-infection	Âge du poulailler	Inf	-	3.287e-08
	Nombre de poules	2.50	[0.87-7.15]	0.006
	Âge à l'introduction	0	-	0.062
	Mélange avec d'autres poules	0	-	0.180
AvP	Âge du poulailler	1.67	[0.84-3.32]	0.252
	Nombre de poules	2.25	[0.90-5.62]	0.128
	Origine des poules	5	[0.67-37.51]	0.165
	Introduction de poules dans les 6 derniers mois	6	[0.83-43.59]	0.077
	Poules de réforme uniquement	0.40	[0.16-0.98]	0.057
MS	Âge du poulailler	1.55	[0.83-2.87]	0.253
	Nombre de poules	<u>2.47</u>	<u>[1.09-5.62]</u>	<u>0.051</u>
	Origine des poules	3.09	[0.68-14.11]	0.174
	Introduction de poules dans les 6 derniers mois	3.86	[0.90-16.54]	0.076
	Mangeoire à faune sauvage	1.55	[0.91-2.62]	0.226
	Mélange avec d'autres poules	Inf	-	0.146
	Poules de réforme uniquement	0.42	[0.15-1.18]	0.120
MG	Origine des poules	0.24	[0.07-0.80]	0.107
ORT	Âge du poulailler	2.33	[1.42-3.82]	0.010
	Nombre de poules	2.57	[1.31-5.06]	0.029
	Chaussures spécifiques	6.00	[0.64-56.52]	0.145
	Âge à l'introduction	0.75	[0.46-1.21]	0.145
	Poules de réforme uniquement	0.23	[0.04-1.46]	0.077

Tableau 9 - Analyse univariée des mesures de biosécurité influençant les prévalences d'Avp, MS, ORT et des co-infections ($p \leq 0,25$)

Après analyse, on note que certains facteurs ont une influence sur les co-infections. C'est le cas du nombre de poules présentes dans la basse-cour ($p=0,006$). Ce qui signifie que le nombre de poules dans le poulailler est corrélé avec la présence de plusieurs agents pathogènes chez les volailles. On remarque la même relation avec l'âge de la basse-cour. Ces deux facteurs de risques sont eux aussi corrélés à la prévalence d'*Ornithobacterium rhinotracheale*.

4.1.2 Mise en évidence des facteurs de risque : analyse multivariée

Pour chaque variable à expliquer (agent pathogène ou co-infection), l'ensemble des variables explicatives a été considéré dans le modèle. Ce type d'analyse permet de comprendre le poids de chacune des variables sur les résultats de prévalences obtenus. Le tableau suivant compile les résultats de cette analyse.

Cette analyse porte sur des variables quantitatives, comme l'âge du poulailler ou le nombre de poules dans la basse-cour. Mais aussi sur des variables qualitatives comme l'origine des poules, l'introduction de volailles durant les six mois de l'étude et la présence de mangeoire pour les oiseaux sauvages dans le jardin.

Variable	Odds ratio [95% IC]	p-value
<u>Prévalence de co-infection</u>		
Âge du poulailler	3.67 [0.54-28.79]	0.187
Nombre de poules	13.29 [1.69-285.33]	0.030
<u>Prévalence d'AvP</u>		
Âge du poulailler	<u>12.01 [1.37-348.26]</u>	<u>0.057</u>
Origine des poules	10.73 [0.95-392.58]	0.098
Introduction de poules dans les 6 derniers mois	24.86 [2.02-1186.59]	0.037
<u>Prévalence de MS</u>		
Âge du poulailler	<u>13.76 [1.35-502.12]</u>	<u>0.062</u>
Origine des poules	<u>14.46 [1.21-500.82]</u>	<u>0.062</u>
Introduction de poules dans les 6 derniers mois	<u>17.78 [1.10-916.18]</u>	<u>0.063</u>
Mangeoire à faune sauvage	<u>12.66 [1.21-470.18]</u>	<u>0.073</u>

Tableau 10 - Etude multivariée intégrant les variables qui influent sur les prévalences de MS, AvP et des co-infections, étudiées sur un groupe de poules de réforme 6 mois après leur adoption

Plusieurs corrélations ont été démontrées par cette analyse. En effet les co-infections sont positivement corrélées avec le nombre de poules dans la basse-cour. Tout comme le fait d'introduire des animaux dans le poulailler pendant l'étude est corrélé avec une prévalence d'Avp accrue.

5 Discussion

5.1 Caractéristiques et pratiques associées aux basses-cours

5.1.1 *Biais d'échantillonnage et de prélèvement*

Lors d'une étude menée sur les basses-cours en milieu rural dans le Gers en 2017 (Duret, 2019), l'effectif médian était de 11,5 poules par poulailler. La même étude s'est aussi intéressée à une population de basses-cours péri-urbaine sur le territoire national. Cette fois ci, l'effectif médian était de 6 poules par basse-cour. Dans notre échantillon, 147 poules ont été prélevées dans 28 basses-cours, avec une médiane de 5 poules par basse-cour. Ainsi notre échantillon est en adéquation avec les effectifs observés sur le territoire national. Cependant les différences d'effectifs entre poulailler rural et péri-urbain peuvent s'expliquer par la complexité d'avoir un grand nombre d'animaux en zone urbaine. Une étude récente réalisée aux Etats-Unis montre que les basses-cours de petite taille se développent dans un contexte urbain (Pires et al., 2019).

La récolte des données de notre étude a été impactée par différents problèmes logistiques. En premier lieu, afin d'obtenir un échantillon le plus large possible et d'obtenir un maximum de basses-cours incluses dans l'étude, il avait été prévu de participer au 6 matinées de vente de poules de réforme. Cependant, la date d'enlèvement des poules de réforme a été avancée de 3 semaines, ce qui a réduit le nombre de ventes possibles. Dès lors, nous n'avions plus que trois matinées pour recenser l'ensemble des participants. Après ces trois matinées, nous avons obtenu 56 propriétaires volontaires pour l'étude. Après six mois, lors de la planification des rendez-vous, seuls 28 volontaires se sont montrés disponibles pour la réalisation d'une enquête et des prélèvements. Cette diminution du nombre de volontaires peut s'expliquer par le changement d'avis des propriétaires ou encore leur indisponibilité sur la période de prélèvement. Cette difficulté n'est pas étonnante et a été rencontrée lors de différentes études sur les poulaillers familiaux. Une étude américaine réalisée par Garber (Garber et al., 2007) explique, que seulement 540 basses-cours ont pu être analysées sur les 763 disponibles. Un second projet effectué par Madsen (Madsen et al., 2013) montre que sur un total de 1000 questionnaires seulement 41 sont finalement exploitables. Enfin, Pohjola (Pohjola et al., 2015) n'obtient que 178 questionnaires analysables sur un total de 378.

La difficulté principale pour la réalisation de cette étude résidait dans la complexité à réaliser une campagne de prélèvement conséquente chez des particuliers propriétaires non professionnels de basses-cours. Par ailleurs, les contraintes logistiques ne nous ont pas permis de prélever toutes les basses-cours souhaitant participer au projet de recherche. Bien qu'une description des basses-cours de la périphérie toulousaine ait été réalisée, il reste à affiner certains résultats obtenus pour plus de significativité, notamment sur les facteurs de risques de pathologies respiratoires. En effet notre étude n'a pas permis de démontrer la corrélation de certains facteurs de risques concernant les pathologies respiratoires. Cependant un grand nombre de tendances ont été décrites dans le tableau 11 (valeurs soulignées). Une étude complémentaire avec un nombre d'individus plus important, permettrait d'approfondir la connaissance quant aux facteurs de risques principaux dans les élevages familiaux.

L'échantillon choisi pour cette étude n'est pas censé être parfaitement représentatif des poulaillers périurbains toulousains. En effet, tous les volontaires ayant participé ont été recrutés lors de vente de poules de réforme provenant d'un même élevage. Ainsi, il est normal d'observer un profil homogène de basses-cours, avec des méthodes d'achat et de renouvellement similaires. Il est dès lors délicat d'extrapoler nos résultats à toute la population de volailles de basses-cours du bassin toulousain et qui plus est, au territoire national.

Afin de caractériser les agents pathogènes présents dans l'élevage commercial, nous avons fixé arbitrairement le seuil de détection des 5% (taux de prévalence limite), avec un risque d'erreur de 5% maximum. Pour cela, nous devions prélever 60 individus sur les 6000 présents. Cette pression de sondage est très classiquement employée pour garantir le statut indemne des élevages avicoles de haut statut sanitaire. Cette approche de sondage a été utilisée car le prélèvement individuel des animaux au moment de leur vente n'a pas été possible.

5.1.2 Animaux de la basse-cour

Parmi les motivations des propriétaires de poulailler la consommation des œufs arrive en première intention (100%). Ce chiffre est supérieur à ceux recueillis dans des études précédentes. D'autres études menées dans le Maryland ou en Finlande

donnent des chiffres inférieurs aux nôtres. En effet, aux Etats Unis (Madsen et al., 2013) seules 56% des participants élèvent des poules pour consommer leurs œufs et ce chiffre est de 79% en Finlande (Pohjola et al., 2015). Ces différences peuvent s'expliquer par l'élevage de volailles pour la viande ou la vente d'œufs. De plus, dans notre échantillon, 82% souhaitent valoriser leurs déchets alimentaires grâce à leur basse-cour. Dans l'étude des basses-cours du Gers (Duret, 2019), seuls 6% des détenteurs exprimaient cet objectif, ce qui peut s'expliquer par la nature des basses-cours étudiées. En effet, les poulaillers du Gers sont majoritairement ruraux contrairement à notre échantillon périurbain, où l'objectif de réduction des déchets est plus prégnant qu'en zone rurale.

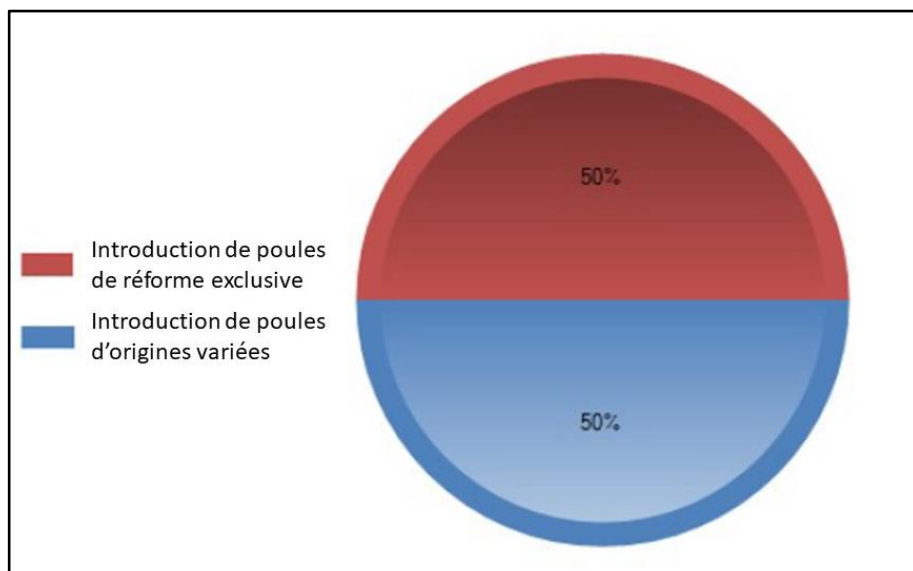


Figure 11 - Proportion des éleveurs renouvelant leur poulailler uniquement avec des poules de réforme

Le renouvellement par reproduction naturelle est très faible dans les basses-cours étudiées, avec seulement 1 basse-cour sur 28. Cette pratique permet pourtant de limiter l'introduction d'animaux extérieurs et donc d'agents pathogènes potentiels. Ainsi la majorité des animaux introduits proviennent d'élevages professionnels ou particuliers avec des poules de réforme ou prêtes à pondre. Une petite partie d'entre eux (7%) achètent des poussins pour renouveler leur effectif. Cette pratique est beaucoup plus représentée aux États-Unis (73%) selon Madsen (Madsen et al., 2013). La représentation des volailles achetées chez un éleveur professionnel (39%) est très certainement surestimée dans notre échantillon, car tous les participants achetaient des poules de réforme.

Les poulaillers étudiés sont composés uniquement de poules (90%). Comparant ces résultats avec deux études réalisées en France en 2017 (Duret, 2019), la composition des basses-cours diffère largement des élevages du Gers composés à 63% de poules uniquement et des élevages nationaux composés de 85% de poules uniquement. Ces différences pouvant éventuellement s'expliquer par la localisation des basses-cours de notre étude, la périphérie toulousaine en zone plus densément peuplée.

5.1.3 Alimentation des poules

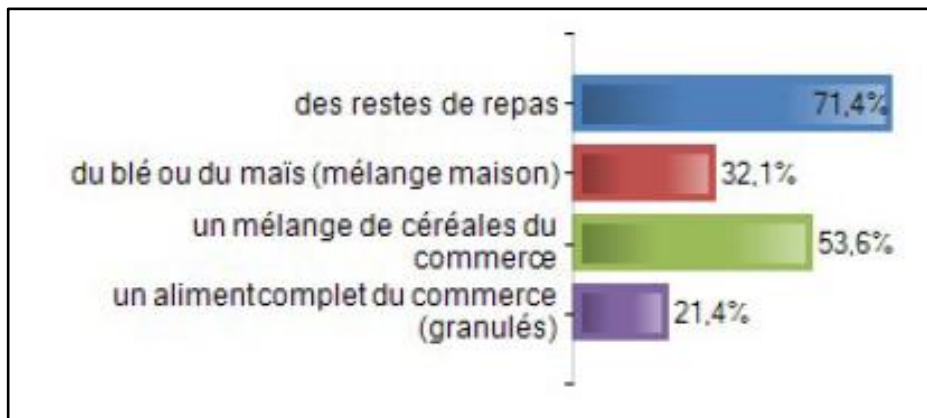


Figure 12 - Sources d'alimentation des poules étudiées

La nourriture des volailles de notre étude est principalement assurée par les restes alimentaires du foyer, complétés par des mélanges de céréales. Seuls 20% des poules ont accès à un aliment complet. Ces proportions laissent à croire que les volailles n'ont pas une alimentation des plus adaptée. Néanmoins, les mélanges de céréales souvent pauvres en minéraux et oligo-éléments sont potentiellement équilibrés par l'apport de restes de repas. L'étude réalisée ici ne nous permet pas une étude approfondie de l'alimentation en l'absence de données quantitatives et qualitatives des aliments distribués.

5.1.4 Pratiques de biosécurité

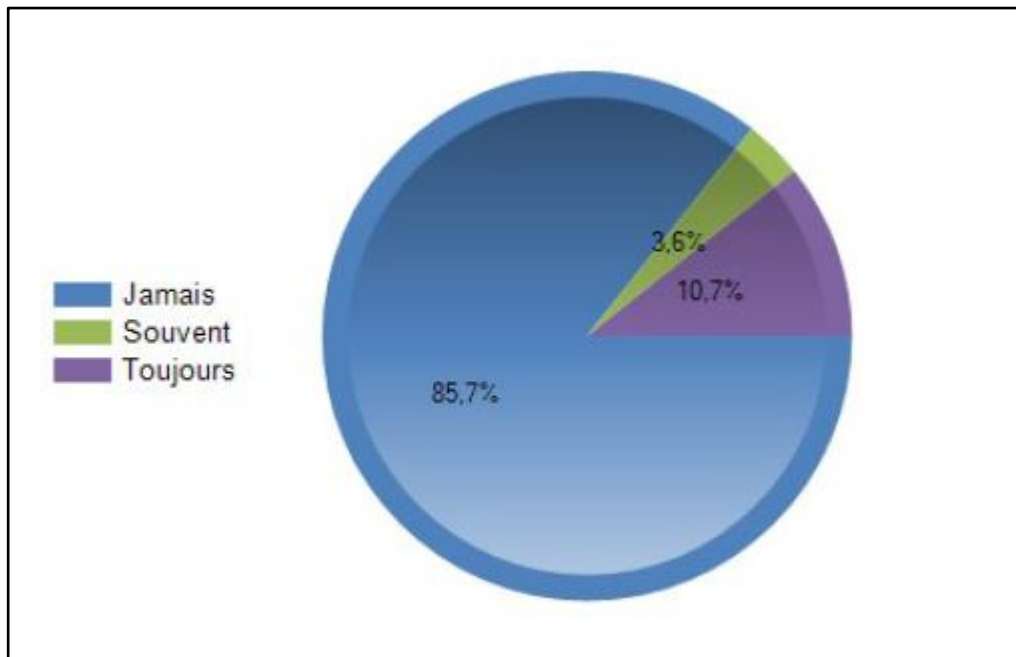


Figure 13 - Proportion des propriétaires de poules portant des chaussures spécifiques dans le poulailler

Les pratiques de biosécurité sont très limitées dans les élevages familiaux. Ces failles sont confirmées par de nombreuses études en France et à l'international (Karabozhilova et al., 2012 ; Madsen et al., 2013 ; Garber et al., 2007 ; Pohjola et al., 2015 ; Derksen et al., 2018 ; Pires et al., 2019 ; Duret, 2019). Aux États-Unis, Garber et Madsen montrent respectivement que seuls 11% et 27% des propriétaires portent des chaussures spécifiques pour aller dans la basse-cour (Garber et al., 2007 ; Madsen et al., 2013). En Finlande, seuls 13% des détenteurs de poules possèdent des chaussures dédiées au poulailler (Pohjola et al., 2015).

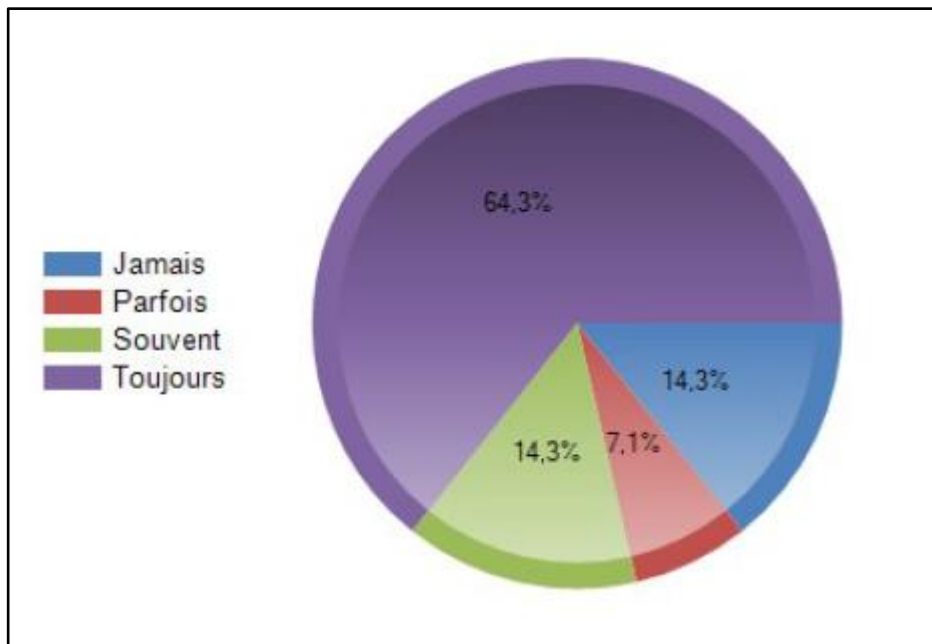


Figure 14 - Proportion de participants se lavant les mains après leur passage dans le poulailler

Le lavage des mains n'est pas systématique, comme le montre le graphique ci-dessus. Ce constat est identique dans d'autres pays comme la Finlande, les Etats-Unis, ou ces pratiques ont été étudiées (Madsen et al., 2013 ; Duret, 2019 ; Garber et al., 2007 ; Pohjola et al., 2015). Cette pratique est pourtant essentielle pour limiter la transmission indirecte d'agents pathogènes provenant du poulailler. Les mains sont en contact avec le visage des propriétaires, mais aussi avec tous les éléments du foyer. Après les différentes crises sanitaires comme celles de l'influenza aviaire ou encore celle de la COVID-19, il est primordial de rappeler que le lavage des mains est un moyen déterminant pour maîtriser le risque de contamination (Ran et al., 2020). Il paraît dès lors essentiel de sensibiliser les éleveurs par des guides de bonnes pratiques de biosécurité en élevage. Les vétérinaires, dans le cas où ils sont eux-mêmes sensibilisés, ont un rôle d'information et de conseil privilégié auprès de leur client. De nombreux conseils peuvent être dispensés afin de connaître les moyens de diminuer les risques de contaminations humaines comme animales (Grunkemeyer, 2011).

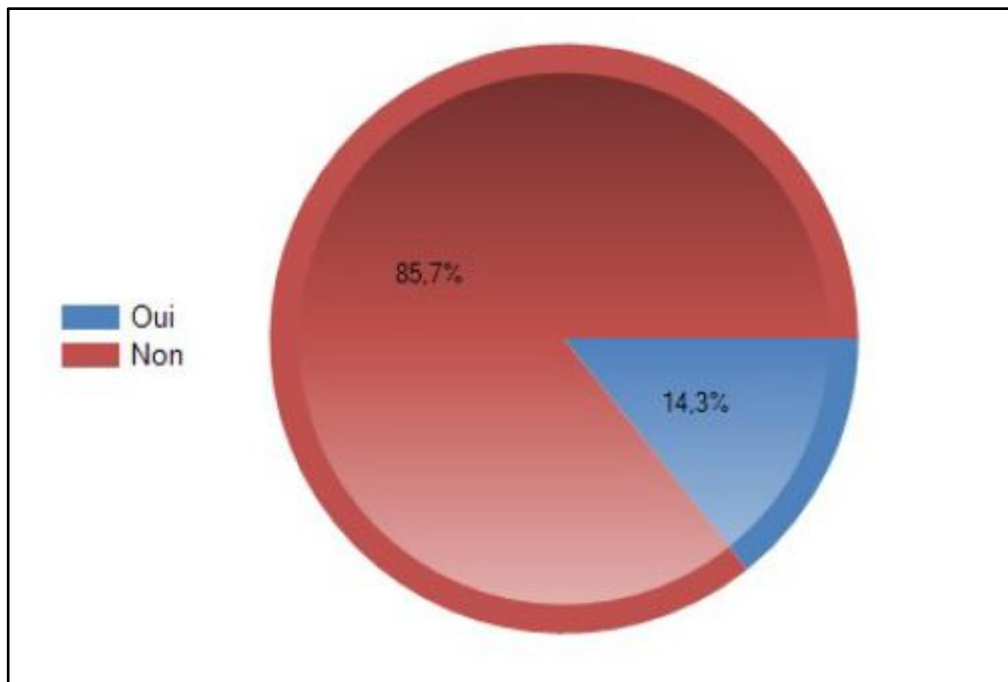


Figure 15 - Proportion des participants lavant leurs œufs

La pratique du lavage des œufs après le ramassage, bien que peu présente (14%) mérite d'être soulignée et reste une pratique à proscrire. L'action de laver les œufs entraîne une destruction de la cuticule, rendant l'œuf perméable aux micro-organismes. Il est possible de réaliser un lavage des œufs mais seulement quelques instants avant qu'ils soient consommés. Une étude menée à Londres (Karabozhilova et al., 2012) met en lumière que la majorité des éleveurs de poules londoniens lave leurs œufs. La situation dans notre étude reste moins alarmante, mais tout de même inquiétante. Il est donc important de faire de la prévention auprès de ces éleveurs, afin que ces derniers puissent comprendre les enjeux de santé publique qui en découlent. Un guide de bonne pratique à destination des propriétaires de basses-cours pourrait être une solution. Concernant le risque bactériologique des œufs de basse-cour, une étude espagnole (Fenollar et al., 2019) évoque l'absence de *Salmonella spp* et de *Listeria spp*. Cette étude s'est aussi intéressée aux résistances aux antibiotiques dans les œufs des productions standards, biologiques et familiales. Les résultats concernant la présence d'*E. coli* résistants portent la contamination à 11% des œufs de basse-cour, 11% pour les œufs standard et 22% pour les œufs biologiques. Les œufs obtenus en élevages familiaux ont donc un pourcentage de contamination sensiblement identique voir inférieur à ceux produits par l'élevage conventionnel. Cette information laisse penser à une certaine qualité sanitaire de ces œufs. Toutefois d'autres études montrent qu'une contamination des œufs de basse-cour par des salmonelles est

possible (Xavier et al., 2011 ; Manning et al., 2015). Il faut donc rester prudent du fait des faibles connaissances disponibles sur la présence de salmonelles dans les basses-cours françaises. La salmonellose peut avoir des conséquences graves sur les individus les plus fragiles.

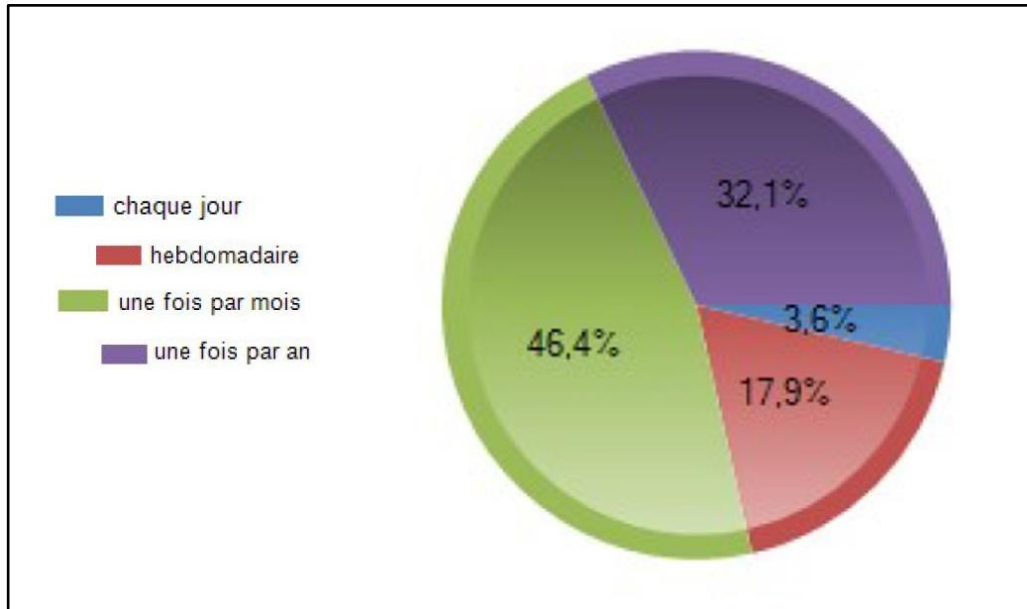


Figure 16 - Fréquence de nettoyage du poulailler par les propriétaires

La majorité des basses-cours (80%) sont nettoyées au moins de façon mensuelle. Cette pratique est nécessaire afin de diminuer la pression d'infection dans le poulailler, d'autant plus qu'aucune des basses-cours ne réalise de vide sanitaire. Les moyens précis mis en place pour le nettoyage n'ont pas été étudiés dans notre étude. Les techniques et produits de nettoyages seraient intéressants à connaître pour conseiller les éleveurs dans cette tâche.

Les propriétaires de poules font peu visiter leur basse-cour (18%) et vont peu visiter un autre poulailler (11%) au cours des trois derniers mois. De plus, peu d'entre eux ont des contacts réguliers avec des personnes possédant des poules. Cette information est importante pour comprendre les risques d'introduction et de transmission d'agents pathogènes entre les basses-cours. Au travers de ces résultats nous pouvons considérer que le risque d'introduction de pathogène, par des personnes est limité. Toutefois, il est important de relativiser ces déclarations, notamment car les propriétaires ne savent pas de façon certaine si les personnes qu'ils rencontrent possèdent des poules.

Les volontaires ont des pratiques diverses faces à la gestion des cadavres de poules. La majorité (53%) met en place de bonnes pratiques, comme l'incinération, l'enfouissement et le dépôt du cadavre au vétérinaire traitant. Un quart des participants utilise une méthode classée comme « autre » dans notre étude et qui n'a pas été investiguée. En revanche, 21% des volontaires se débarrassent des cadavres dans les déchets ménagers. Cette pratique est à éviter pour raison sanitaire, mais aussi pour le bien-être et la sécurité des travailleurs des centres de tri.

5.1.5 Connaissances sur les maladies aviaires et leurs traitements

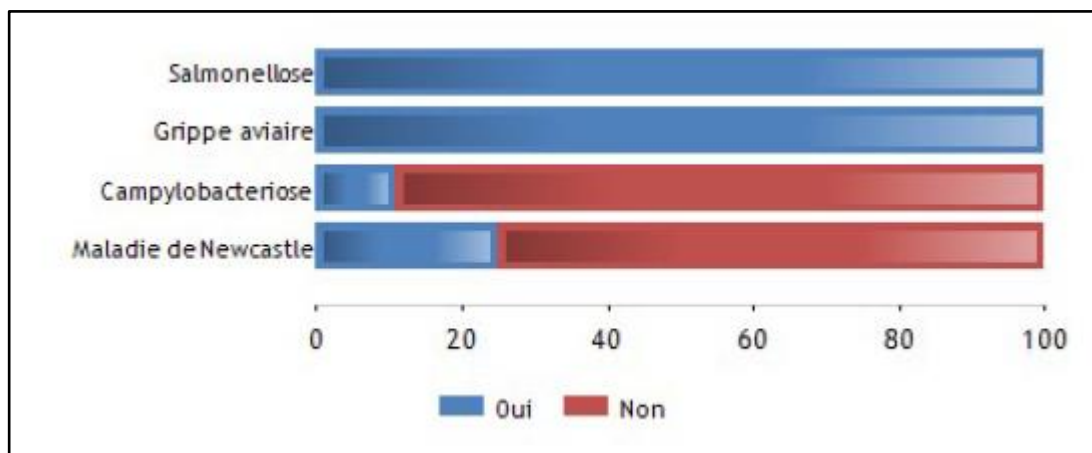


Figure 17 - Estimation des connaissances générales sur les maladies avicoles des volontaires

Les connaissances globales sur les maladies aviaires sont partielles chez les propriétaires de poules. Tous les participants connaissent la salmonellose ou l'influenza aviaire. Cependant, seuls quelques volontaires ont connaissance de la campylobactériose et de la maladie de Newcastle. L'explication la plus probable restant la médiatisation de certaines maladies. Nous avons beaucoup entendu parler des contaminations (36 nourrissons) par des salmonelles à la fin de l'année 2017 suite à la contamination de lait infantile (Silva et al., 2018). Concernant la grippe aviaire, deux crises majeures se sont déroulées récemment en 2006 puis en 2015. La dernière crise a été largement médiatisée, notamment dans le sud-ouest de la France, car elle s'est accompagnée d'abattages à grande échelle pour endiguer l'épidémie (Bronner et al., 2017). Encore une fois, le vétérinaire possède un rôle de choix pour enseigner aux propriétaires de basses-cours les risques sanitaires existants pour les volailles et pour les humains. De plus, ce dernier peut apporter son expertise afin de limiter le

développement et la transmission de pathogènes dans les basses-cours de sa patientèle.

Seuls 29% des volontaires disent observer des signes cliniques sur leurs volailles lors de l'année passée. Or, 5 basses cours sur 8 ayant eu des signes cliniques ne savent pas décrire ces signes cliniques. Deux d'entre elles ont décrit les signes cliniques comme étant des signes respiratoires, ce qui en fait la clinique la plus représentée dans les basses-cours. Cette surreprésentation des signes respiratoires est confirmée par Duret (Duret, 2019), ce qui nous conforte dans le choix d'étudier majoritairement des pathogènes respiratoires dans notre étude. De plus, peu de propriétaires s'intéressent à l'agent étiologique à l'origine des troubles respiratoires. Connaître les agents infectieux permettrait d'adapter les mesures de biosécurité pour limiter les signes cliniques associés aux maladies identifiées.

Un des biais de cette étude réside dans la connaissance des participants en santé des volailles ainsi qu'à l'observation des animaux. En effet, dans l'étude menée dans le Gers et dans des poulaillers d'étudiants vétérinaires de toute la France, les participants étudiants ont 7,3 fois plus de chance de détecter des signes cliniques (Duret, 2019). Ainsi grâce à leur formation, les étudiants vétérinaires détectent plus facilement des signes cliniques sur leurs animaux.

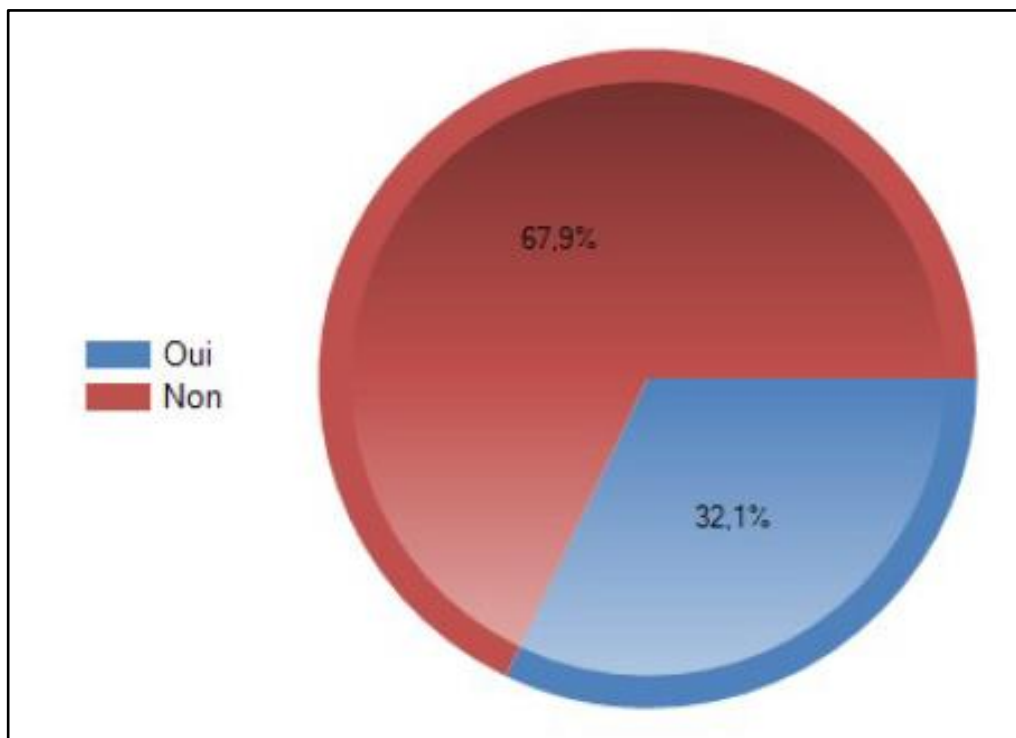


Figure 18 - Proportion de volontaires ayant pratiqué un traitement lors de l'année écoulée

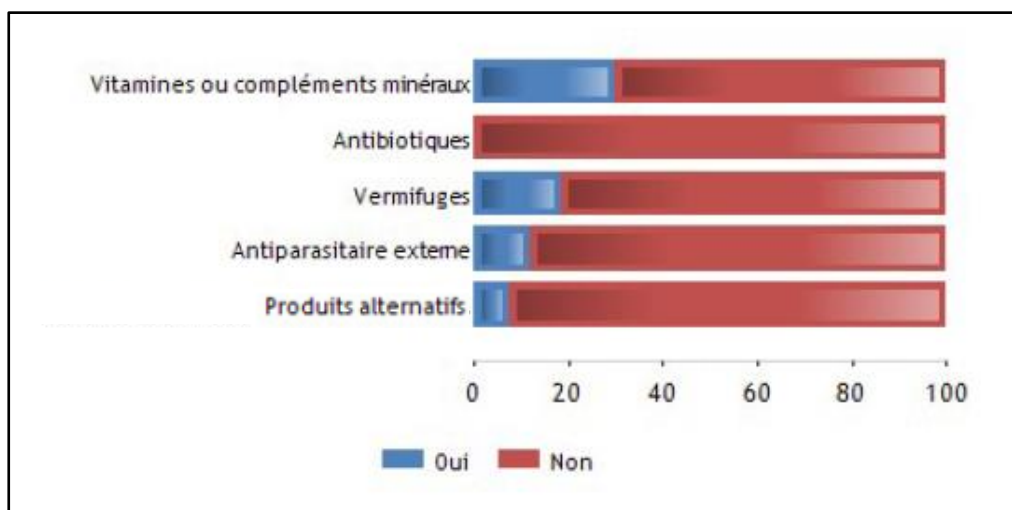


Figure 19 - Proportion des types de traitements utilisés par les volontaires

Concernant la médicalisation des animaux, seulement 32% des propriétaires de poules réalisent un traitement annuel. Ce chiffre est assez élevé comparativement à la situation aux États-Unis ou en Finlande, avec respectivement 3% et 24% (Garber et al., 2007 ; Pohjola et al., 2015). Cependant il est à noter que nous considérons les compléments minéraux et vitaminiques comme des traitements contrairement aux deux études précédentes. La médicalisation moyenne dans notre étude peut s'expliquer par le peu de consultations vétérinaires réalisées au cours de l'année passée (14%). C'est d'ailleurs ce à quoi s'est intéressé Pires (Pires et al., 2019). Cette étude réalisée dans l'ouest des États-Unis tente d'expliquer les raisons de la faible médicalisation des volailles dans les basses-cours familiales. La majorité des volontaires (55%) ne consultent pas de vétérinaire, car ils s'estiment capables de soigner leurs poules seuls. La raison principale est le coût de la consultation pour 22% d'entre eux. Les traitements réalisés dans les basses-cours sont principalement des compléments minéraux et vitaminiques (29%) ainsi que des antiparasitaires (29%). Ces derniers sont achetés pour une large majorité dans des cliniques vétérinaires (53%) ou dans une animalerie (40%), seul un propriétaire se fournissant sur internet. Les volontaires n'ont consulté un vétérinaire que dans 14% des cas. Il est donc intéressant de voir que les gens ne consultent pas forcément de vétérinaire pour leur demander des traitements.

Les résultats obtenus lors de l'étude des pratiques d'élevage permettent de mettre en avant des similarités et des différences avec des études similaires dans d'autres pays. Ce constat pourrait être affiné par une étude à plus grande échelle

permettant d'obtenir des données statistiques plus robustes. La compréhension des pratiques d'élevage en zone périurbaine permet d'imaginer des voies d'amélioration. Il en ressort que la biosécurité en élevage familial est encore trop faible et que les connaissances dans le domaine sanitaire restent limitées. Ainsi le rôle du vétérinaire doit s'affirmer comme un élément essentiel dans la santé des basses-cours sans oublier le bien-être des animaux.

5.2 Statut sanitaire des basses-cours et « pathobiome »

Le pathobiome représente la population complexe d'agents pathogènes présent chez un hôte. De nombreux agents pathogènes respiratoires existe chez les volailles. La maladie respiratoire chronique est liée à l'infection par des mycoplasmes. On trouve aussi des pathogènes comme ORT, AVP, IBV. Ces agents de troubles respiratoires peuvent être présents à bas bruit et ne causer aucun trouble respiratoire visible. Cependant des facteurs comme la surpopulation, le stress, des carences alimentaires, l'hygiène générale de la basse-cour, le mélange d'animaux d'âges et de statuts sanitaires variés peuvent permettre le développement de signes cliniques associés à ces pathogènes. L'ensemble des pathogènes respiratoires présents forment le pathobiome respiratoire. La biosécurité en élevage permet de limiter l'introduction de nouvelles pathologies dans la basse-cour et d'essayer d'endiguer au mieux leurs propagations.

Avibacterium paragallinarum (AVP) est un agent pathogène ubiquiste des volailles de basse-cour. Dans notre étude, AVP est l'agent pathogène le plus fréquemment détecté (50%) dans les basses-cours. Ces résultats sont sensiblement différents de ceux obtenus par Duret (Duret, 2019) dans le Gers avec 94% des basses-cours positives. Cette différence réside certainement dans le fait que, dans cette étude, les poules n'ont passées que six mois dans la basse-cour et pourrait suggérer une cinétique d'infection plus longue.

Par ailleurs, les résultats de prévalence doivent être considérés à l'échelle des basses-cours et non à l'échelle individuelle. En effet, la basse-cour est considérée positive si un pool d'échantillons prélevé est analysé comme positif. Ainsi, le fait de réaliser des pools d'individus peut conduire à une dilution d'un échantillon positif parmi des négatifs et ainsi conduire à des basses-cours détectées faussement négatives.

Une étude américaine s'est penchée sur la prévalence intra basse-cour d'AVP (Clothier et al., 2019). Il en ressort que la bactérie est présente chez 30% des poules, et ce, également dans des basses-cours sans aucun oiseau présentant des signes cliniques. Dans le même temps, elle montre que les jeunes volailles sont plus sensibles à l'infection par AVP, ceci étant sans doute lié à l'immaturation de leur statut immunitaire. Dans notre étude, certains volontaires ne possédaient qu'une poule à prélever selon notre protocole. Les poules prélevées sont toutes âgées de plus d'un an, donc avec un système immunitaire assez mature. Il est donc possible que nous soyons passés à côté de certaines basses-cours dans lesquelles l'agent pathogène circule à bas bruit et sur quelques individus seulement. Il reste correct de penser au vu des données épidémiologiques de la maladie que la majorité des basses-cours sont atteintes par ce pathogène (Blackall, Soriano-Vargas, 2019 ; Saif, Barnes, 2008). Ces mêmes auteurs montrent que les signes cliniques en lien avec AVP n'apparaissent que sur des animaux jeunes ou dans le cas de conditions d'élevage incorrectes. La clinique faible remarquée au sein des basses-cours étudiées peut s'expliquer par la présence majoritaire d'animaux adultes, des conditions d'élevages correctes en lien avec la saison de prélèvement (mars) ainsi qu'une faible densité d'animaux.

La laryngotrachéite infectieuse (LTI) causée par le Gallidherpesvirus de type 1 est le second pathogène détecté dans les basses-cours en rang de prévalence avec 46% des basses-cours positives. Ce germe est ubiquiste (Birrer, 2013 ; Ou, Giambrone, 2012), il est donc logique de le retrouver dans les basses-cours. D'après diverses sources, la séroprévalence de la LTI est estimée entre 46% et 77% des élevages (Derksen et al., 2018 ; de Wit JJ, et al., 2004 ; Wunderwald, Hoop, 2002 ; Haesendonck et al., 2014a ; Madsen et al., 2013). Par opposition, une étude finlandaise met en lumière une séroprévalence de 12% (Pohjola et al., 2015). Cette différence notable pouvant s'expliquer par l'interdiction de vacciner contre la LTI et un contexte sanitaire particulier en Finlande. Du reste, notre étude est basée sur des recherches directes par PCR, technique évaluant la présence du pathogène, contrairement à la sérologie qui détecte des anticorps pouvant être présent depuis longtemps chez les animaux. La PCR nous donne donc une vision du portage du pathogène au moment de l'étude et éventuellement du risque sanitaire qu'elles représentent. Les poules de réformes ont été vaccinées quand elles étaient poulettes.

La présence de colibacilles est démontrée dans 43% des basses-cours de notre étude. *E. Coli* est un commensal du tube digestif des volailles. Cependant, la colibacillose commence par la contamination du tractus digestif puis de l'appareil respiratoire ou reproducteur (Nolan et al., 2019). Une étude a également estimé la prévalence d'*E. coli* à 40% en Arabie-Saoudite dans des basses-cours familiales (Abdelaziz et al., 2019).. Les facteurs favorisant la contamination par les colibacilles sont une immunodépression, une contamination fécale de l'eau de boisson ou des aliments, une charge importante en matières fécales dans le milieu. Les pratiques d'élevages dans cette étude ne permettent pas de connaître exactement les méthodes de nettoyage et désinfection, ni la qualité des rations alimentaires distribuées. Ces deux facteurs pourraient expliquer l'augmentation de prévalence observée dans notre étude.

Mycoplasma synoviae (MS) n'a pas été identifié dans l'élevage professionnel d'origine. Pourtant, six mois après l'introduction des poules dans les basses cours familiales, la prévalence est de 40%. Cette augmentation est probablement due à une contamination par les volailles déjà présentes dans la basse-cour. Il est important de noter que la séroprévalence peut fortement varier d'une région à l'autre. Deux études menées sur des basses-cours au Paraguay et au Mozambique obtiennent des séroprévalences respectives de 53% et 84% (Suzuki et al., 2009 ; Messa Júnior et al., 2017). Dans l'étude conduite au Paraguay l'auteur montre une variation de la séroprévalence au sein même des différentes régions du pays. Il s'agit encore de tests sérologiques, contrairement à notre méthode de détection par PCR (Sprygin et al., 2010). Il serait légitime de penser que nous sous-évaluons la prévalence par rapport à ces recherches. La réalisation d'analyses sérologiques pour MG ainsi que pour les autres agents pathogènes pourrait apporter des informations complémentaires intéressantes quant au statut vis-à-vis de MG et MS. Aussi, une étude plus large sur le territoire français nous permettrait d'évaluer plus précisément les prévalences de MS dans les différentes régions.

La contamination des volailles par *Ornithobacterium rhinotracheale* (ORT) a elle aussi évolué entre t0 et les prélèvements dans les basses-cours, atteignant 25% de prévalence. Cette bactérie est responsable de nombreuses pertes économiques dans les élevages de dinde (Hauck et al., 2015). Les signes cliniques sur les poules restent assez faibles. Cependant, les poules présentes dans les basses-cours pourraient être

un réservoir de la maladie. En effet, on pourrait penser que les poules issues de l'élevage commercial et considérées comme « naïves » à l'infection à ORT se contaminent au contact de poules vivant dans les basses-cours. Une étude américaine réalisée sur 554 poules dans 41 basses-cours estime la séroprévalence de ce pathogène à 97% (Derksen et al., 2018). Ainsi la quasi-totalité des volailles ont été infectées par ORT dans leur vie. Les raisons possibles de nos résultats plus faibles peuvent être le test effectué (PCR), comme une cinétique de circulation particulière dans les basses-cours au moment des prélèvements liés aux caractéristiques de la basse-cour, à l'environnement et au statut sanitaire des poules déjà présentes sur les sites. Les poules peuvent également avoir éliminé cet agent pathogène ou présenter des charges de contamination trop faibles pour être détectés par PCR. Il serait intéressant d'étudier l'interface entre les basses-cours et les élevages de dindes afin de comprendre les voies de transmission et les cinétiques d'infection.

La présence d'un autre mycoplasme aviaire pathogène a été étudié dans notre projet de recherche. Il s'agit de *Mycoplasma gallisepticum* (MG), souvent retrouvé dans le contexte de la maladie respiratoire chronique au même titre que l'IBV et l'aMPV (Metapneumovirus aviaire). Il a été mis en évidence la contamination des poules naïves dans 11% des basses-cours. Une étude californienne recherchant MG par sérologie dans des basses-cours obtient un total 12 poulaillers contaminés sur 32, soit un total de 37% ((McBride et al., 1991). Cependant, la répartition intra basses-cours n'est pas homogène, avec 26% des animaux ayant des anticorps vis-à-vis de MG sur 171 individus. De nombreuses études ont estimé la séroprévalence de MG dans les basses-cours, ces résultats montrent une grande variabilité des résultats (Madsen et al., 2013 ; Xavier et al., 2011 ; Derksen et al., 2018 ; Haesendonck et al., 2014b ; Wunderwald, Hoop, 2002). En effet, des séroprévalences entre 13% et 83% sont obtenues. Dans notre étude, les échantillons ont été analysés par pool d'animaux. Cependant, une étude réalisée dans le Gers sur des basses-cours rurales obtient 20% de basses-cours positives pour MG (Duret, 2019). De plus, elle étudie la répartition du pathogène dans des basses-cours disséminées sur le territoire français et estime que 15% des poulaillers sont contaminés. Des recherches de MG par PCR dans les basses-cours en Californie et en Ontario obtiennent des prévalences respectives de 2% et 23% (Brochu et al., 2019 ; Blakey et al., 2019). Notre étude épidémiologique met en évidence des valeurs de prévalence en cohérence avec ces différents projets

de recherche. Les différences entre séroprévalence et prévalence estimée par PCR sont importantes, ce qui laisse à penser que les animaux sont capables de s'immuniser et de limiter la présence de la bactérie dans la sphère respiratoire avec de bonnes conditions d'élevage, ou que les individus introduits n'ont pas été réceptifs vis-à-vis de MG. De plus, MG est peu persistant dans le milieu extérieur ; Il est donc logique de le détecter dans des basses-cours où les vides sanitaires sont inexistantes et les âges et effectifs de volailles variés.

MG et MS, AvP, ORT sont des agents persistants chez l'hôte, ce qui justifie l'utilisation de méthodes directes (ici, la PCR) pour les détecter. Il aurait été intéressant de comparer les données de prévalence observées aux séroprévalences dans nos échantillons.

La bronchite infectieuse (BI) est causée par un coronavirus (IBV) et sa prévalence estimée dans notre étude est de 4%, quand bien même il n'était pas détecté dans l'élevage commercial d'origine des poules. Cette infection entraîne une mortalité importante chez les jeunes animaux, puis des chutes de ponte chez l'adulte (Jackwood, Wit, 2019). Or notre étude ne s'est pas intéressée à la ponte des volailles étudiées, il est donc difficile d'objectiver la répercussion de ce pathogène sur les animaux étudiés. Une étude finlandaise démontre une séroprévalence de 47% dans les basses-cours (Pohjola et al., 2017), une autre mexicaine l'évalue à 56% (Gutierrez-Ruiz et al., 2000) et une dernière Iranienne obtient 54% (Shokri et al., 2018). Les données de prévalences estimées par PCR sont rares. Une étude se déroulant au Sultanat d'Oman réussit à estimer cette prévalence à 16% par RT-PCR (Al-Shekaili et al., 2015). Le coronavirus n'est détectable par PCR dans la sphère respiratoire que peu de temps après l'infection, en moyenne deux semaines. Il est donc possible qu'une majeure partie de nos volailles naïves se soit contaminées après leur introduction, mais que nos tests réalisés six mois plus tard ne détecte plus le virus. Une séroprévalence aurait été plus adaptée dans ce cas. On retrouve la même problématique pour des maladies telles que l'influenza aviaire ou la métapneumovirose. Une recherche d'IBV par PCR dans les fientes permet de détecter le virus sur une plus longue période, il aurait donc été intéressant d'utiliser cette méthode dans notre étude. Il est important de rappeler que le moyen le plus efficace de lutter contre le virus reste la vaccination, mais cette dernière doit être répétée régulièrement car la réponse immunitaire est de courte durée. Or le conditionnement

de vaccins par 1000 doses est un frein à la vaccination de petits effectifs. Un moyen de mieux maîtriser les infections respiratoires chroniques, en plus de mettre en place des mesures de biosécurité, serait de disposer de présentations plus adaptées à ces petits effectifs.

Les co-infections sont fréquentes dans les basses-cours, comme le montre la figure 10. En effet 64% des basses-cours étudiées ont présenté une contamination par plus d'un agent pathogène. Cette information concorde avec les données trouvées dans la littérature. En Belgique, une étude met en avant des séroprévalences élevées pour plusieurs agents pathogènes respiratoires (Haesendonck et al., 2014b). Elle démontre que 48% des basses-cours sont séropositives pour LTI, MS, ORT, le métapneumovirus aviaire (AMPV) et le virus de la BI. Le métapneumovirus aviaire (aMPV) n'est pas détecté dans notre étude. Ces informations illustrent la complexité des affections respiratoires chez les volailles. Ainsi les troubles respiratoires peuvent avoir des causes multiples. La PCR multiplex permet de détecter différents pathogènes lors d'une même réaction d'amplification sur un même prélèvement. Ainsi, elle peut être un bon moyen de détection des agents pathogènes responsables de troubles respiratoires, et ce de façon plus précise que la sérologie.

Ainsi, il a été montré dans le cadre de cette étude, qu'un certain nombre d'agents pathogènes ont été identifiés après introduction d'animaux considérés comme naïfs dans des basses-cours familiales. D'autres agents pathogènes recherchés (*B. Avium*, IAA, aMPV, NDV, PM, *R. Anatipestifer* et *Chlamydia spp*) ont été absents dans l'élevage professionnel et le sont toujours après 6 mois passés dans les basses-cours. Plusieurs raisons peuvent expliquer l'absence de ces agents pathogènes. La première est l'absence de ces derniers dans les basses-cours de destination des poules. La seconde est que la durée de six mois ne permet pas d'infecter les animaux introduits. La dernière étant le nombre de basses-cours limité (28) de notre étude. Aussi, la faible prévalence de ces maladies dans les basses-cours et la faible durée d'excrétion au niveau des voies respiratoires comme pour certains virus (IAA, aMPV, NDV). En conclusion, l'introduction dans un milieu de type « basse-cour » pour des animaux naïfs entraîne un changement de statut sanitaire de ces derniers présentant des similarités avec les agents pathogènes identifiés dans les basses-cours selon plusieurs études. Cette évolution du statut sanitaire peut potentiellement être liée aux faibles mesures de biosécurité, à la l'âge des basses-

cours ou à la mauvaise gestion de l'introduction d'animaux au statut sanitaire inconnu. C'est pourquoi nous nous sommes intéressés aux facteurs de risques qui pouvaient expliquer la présence de certains pathogènes.

5.3 Identification de facteurs de risques

À la suite d'une analyse univariée (cf. tableau 7), les facteurs de risques qui montrent une corrélation certaine ($p < 0,05$) avec la présence de co-infections ou d'ORT sont le nombre de poules et l'âge de la basse-cour. L'augmentation du nombre d'individus induit une augmentation des contacts entre les volailles et donc un risque de transmission horizontal de pathogènes ainsi qu'une augmentation de la densité/stress en faveur d'une augmentation des syndromes respiratoires. L'absence de vide sanitaire de basses-cours de longue date permet le maintien d'un microbisme constant dans l'environnement de la basse-cour. Cela peut expliquer la contamination simultanée de la population naïve introduite par plusieurs agents pathogènes respiratoires.

L'étude multivariée (cf. tableau 11) montre un risque de co-infection dans des basses-cours de « gros » effectifs (>5 poules) 13 fois supérieur ($p = 0,03$) à celui décrit pour des basses-cours de plus petite taille. Les différents animaux présents en plus forte densité peuvent porter différents agents à bas bruit et ainsi contaminer leurs congénères. Il serait intéressant de prendre en compte le nombre d'animaux par m^2 afin de voir si la densité d'animaux/ m^2 est également un facteur de risque associé à la surexposition aux agents pathogènes.

La prévalence d'AVP est fortement influencée par l'introduction de poules durant les six mois de l'expérimentation. Les introductions d'animaux ne sont pas associées à des dépistages, ni à une mise en quarantaine. Ces pratiques sont pourtant essentielles pour limiter l'introduction de nouveaux pathogènes dans la basse-cour. De plus, le stress engendré par le changement d'environnement peut entraîner une immunodépression et favoriser l'expression clinique d'infections (Gole et al., 2014). Encore une fois, on peut se poser la question de l'influence de l'âge de la basse-cour. Il semblerait que la prévalence d'AVP soit influencée par l'ancienneté des basses-cours ($p = 0,057$). Le nombre de volailles étudiées ne permet donc pas d'affirmer de façon certaine que ce facteur de risque est impliqué dans la positivité à AvP. Pour MS, les analyses statistiques mettent en évidence 4 facteurs de risques associés à la

positivité. En effet les p-value sont comprises entre 0,062 et 0,073 pour des intervalles de confiance des Odds ratio supérieurs à 1,1. Les facteurs de risques potentiels sont l'âge du poulailler, l'origine des volailles introduites, l'introduction de poule durant l'étude et la présence de mangeoire pour la faune sauvage. L'introduction de poule et l'âge du poulailler sont des facteurs de risque pour plusieurs autres maladies, comme cela a été montré précédemment. La transmission de MS par des oiseaux sauvages venant se nourrir dans des mangeoires à proximité de la basse-cour semble possible (Michiels et al., 2016).

Les recherches de mycoplasme par PCR nous ont apporté différentes informations quant au pathobiome respiratoire des volailles. En effet, la charge de mycoplasmes totaux (Mollicutes) est plus élevée quand on détecte la présence de MG ou MS et de AVP ou ORT. Cette corrélation nous montre que des flores respiratoires déséquilibrées par la présence de certains agents pathogènes entraînent une augmentation de la population de mycoplasme. Pour MS ou MG, il est possible que leur présence augmente le nombre de mycoplasmes totaux, car ces derniers seraient une composante importante de la population totale. Avec un Odd ratio de 33 le facteur de risque que représente la contamination par MS ou MG est bien supérieur à celui de l'infection par AVP ou ORT (OR=4). La corrélation positive entre la présence de MG ou MS et celle d'AVP ou ORT démontre le rôle des dysbioses dans les co-infections.

5.4 Détection d'agents pathogènes et portage asymptomatique

La culture des mycoplasmes est une des méthodes les plus anciennes de détection de ces agents pathogènes et reste la méthode de référence en vue de l'identification des espèces. Dans cette étude, il a été démontré qu'il est possible d'isoler MG alors que ce dernier ne représente que 0,6% de la population de mollicutes, cela correspondant environ à un Ct < 30 lors de la réalisation d'une qPCR sur écouvillon trachéal. Cependant, en culture, de fortes variations des résultats sont constatées. Le type d'écouvillon utilisé pourrait jouer un rôle dans cette détection. En effet, il a été montré qu'avec deux types d'écouvillons différents nous obtenions des résultats différents pour un même individu. Il semblerait donc qu'il soit difficile d'isoler MG des autres mycoplasmes quand ce dernier est présent en trop faible quantité (Ct > 30 en qPCR). Aussi, il est observé une forte hétérogénéité des contaminations à MG

et MS au sein des individus d'une même basse-cour. Il est donc important de relativiser la notion de portage d'agents pathogènes au sein même de la basse-cour, car il peut y avoir d'importantes variations individuelles.

Les analyses réalisées par des vétérinaires sont le plus souvent motivées par l'observation de signes cliniques. Dans ce projet de recherche, la plupart des volontaires ne décrivent que peu de signes cliniques dans leurs basses-cours. Ce constat se retrouve dans la littérature sur les basses-cours à travers le monde (Garber et al., 2007 ; Pohjola et al., 2015 ; Madsen et al., 2013) De nombreux agents pathogènes peuvent être présent chez des individus sous une forme asymptomatique. Le seuil de détection des agents par PCR est très bas, ainsi cette méthode peut détecter des gènes en très faible quantité. Après avoir cultivé des mycoplasmes, nous avons vu qu'il était possible d'isoler ces bactéries pour des Ct inférieurs à 30, quand bien même cette méthode est beaucoup moins sensible. C'est pourquoi nous avons décidé d'utiliser ce seuil ($Ct < 30$ cycles) de positivité pour nos résultats. Les signes cliniques n'apparaissent possiblement que sur un petit nombre d'individus. Ainsi des propriétaires peu expérimentés et n'observant leurs poules que peu de temps chaque jour peuvent ne pas constater ces signes. L'étude de Duret montre effectivement une observation de signes cliniques plus fréquente dans les basses-cours de familles d'étudiants vétérinaires que dans celles du Gers (Duret, 2019). Il existe donc un biais dans l'observation des signes cliniques chez les volailles. Il n'en est pas moins vrai que la mortalité elle, reste faible dans ces poulaillers.

6 Conclusion

Les poules sont de plus en plus nombreuses dans les jardins de particuliers en France, mais aussi à l'étranger. L'objectif de cette thèse vétérinaire était d'étudier les pratiques et le statut sanitaire des basses-cours en milieu périurbain, en choisissant l'exemple du suivi de poules pondeuses de réforme.

Les pratiques d'élevages ont été étudiées au travers d'un questionnaire. Les résultats ont montré que la basse-cour périurbaine représentative est composée d'un petit nombre de poules (médiane de 5) et que la biosécurité qui y est appliquée est plutôt faible. La recherche d'agents pathogènes respiratoires chez les poules de réformes a permis d'observer différents niveaux de prévalence sur les animaux introduits dans une basse-cour. Ces poules ont été contaminées par AVP, MS, ORT, MG et IBV après six mois d'introduction. Des facteurs de risque comme l'âge du poulailler, le nombre de poules dans la basse-cour ou encore l'introduction d'animaux ont été clairement identifiés. Cependant, la mortalité des volailles reste faible et un portage asymptomatique des agents pathogènes étudiés est très fréquent, avec des recrudescences ponctuelles de syndromes respiratoires associés à des épisodes de stress.

Le faible nombre de basses-cours déclarées et identifiées ne permet pas la réalisation d'études exhaustives et représentatives. La systématisation des déclarations des basses-cours et la construction d'une base de données mise à jour, permettraient de réaliser des études à plus grande échelle et ainsi de mieux comprendre les différentes problématiques et sensibiliser les propriétaires.

Aussi, il serait intéressant d'étudier la contamination des volailles par des agents zoonotiques d'intérêt en santé publique comme les salmonelles ou les campylobacter. C'est dans cette optique que le rôle du vétérinaire prend tout son sens. Il se place comme un spécialiste de la santé animale, en capacité d'apporter conseil aux propriétaires de poules. Son rôle dans la prévention et le traitement des maladies aviaires zoonotique est primordial. C'est par la connaissance et l'information que le statut sanitaire des basses-cours peut s'améliorer afin de protéger la filière avicole et la santé publique. Les consultations vétérinaires devraient permettre l'évolution des pratiques d'élevage de poules domestiques. Les vétérinaires non spécialisés en aviculture devraient être formés à cette discipline

encore peu développée, que ce soit en contexte rural ou urbain afin de répondre au mieux aux demandes de particuliers propriétaires de poules.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

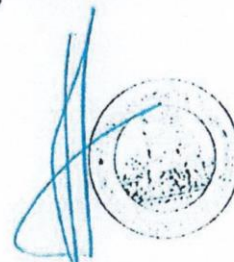
Je soussigné(e), Jean-Luc GUERIN, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de Lorenzo MANIS intitulée « Etude des pratiques d'élevage et du statut sanitaire des basses-cours en milieu péri-urbain : exemple du suivi de poules pondeuses de réforme » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 1^{er} Juillet 2020
Enseignant-chercheur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Professeur Jean-Luc GUERIN



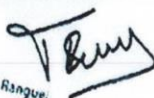
J.L. GUERIN

Vu :
Le Directeur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
M. Pierre SANS



Vu :
La Présidente du jury
Professeure Isabelle BERRY

Faculté de Médecine Rangue:
8 allée Jean-François
31059 TOULOUSE Cedex



Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université Paul Sabatier
M. Jean-Marc BROTO



M. Lorenzo MANIS
a été admis(e) sur concours en : 2015
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 09/07/2019
a validé son année d'approfondissement le : 25/06/2020
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.



Références bibliographiques

ABDELAZIZ, Adel M., MOHAMED, Mahmoud H. A., FAYEZ, Mahmoud M., AL-MARRI, Theeb, QASIM, Ibrahim et AL-AMER, Abdul Aziz, 2019. Molecular survey and interaction of common respiratory pathogens in chicken flocks (field perspective). In : *Veterinary World*. décembre 2019. Vol. 12, n° 12, p. 1975-1986. DOI 10.14202/vetworld.2019.1975-1986.

AL-SHEKAILI, Thunai, BAYLIS, Matthew et GANAPATHY, Kannan, 2015. Molecular detection of infectious bronchitis and avian metapneumoviruses in Oman backyard poultry. In : *Research in Veterinary Science*. 1 avril 2015. Vol. 99, p. 46-52. DOI 10.1016/j.rvsc.2014.12.018.

ANON., [sans date]. *Arrêté du 8 février 2016 relatif aux mesures de biosécurité applicables dans les exploitations de volailles et d'autres oiseaux captifs dans le cadre de la prévention contre l'influenza aviaire*. S.l. : s.n.

ANON., [sans date]. Biosécurité | EQCMA. In : [en ligne]. [Consulté le 27 août 2020 b]. Disponible à l'adresse : <http://www.eqcma.ca/biosecurite/protocoles-biosecurite-courante-code-vert>.

BIRRER, Sandra, [sans date]. Laryngotrachéite infectieuse aviaire (ILT). In : . p. 2.

BLACKALL, Pat J. et SORIANO-VARGAS, Edgardo, 2019. Infectious Coryza and Related Bacterial Infections. In : *Diseases of Poultry* [en ligne]. S.l. : John Wiley & Sons, Ltd. p. 890-906. [Consulté le 27 août 2020]. ISBN 978-1-119-37119-9. Disponible à l'adresse : <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/9781119371199.ch20>.

BLAKEY, Julia, STOUTE, Simone, CROSSLEY, Beate et METE, Asli, 2019. Retrospective analysis of infectious laryngotracheitis in backyard chicken flocks in California, 2007–2017, and determination of strain origin by partial ICP4 sequencing. In : *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*. 1 mai 2019. Vol. 31, n° 3, p. 350-358. DOI 10.1177/1040638719843574.

BOVEN, Michiel van, BOUMA, Annemarie, FABRI, Teun H. F., KATSMA, Elly, HARTOG, Leo et KOCH, Guus, 2008. Herd immunity to Newcastle disease virus in poultry by vaccination. In : *Avian Pathology*. 1 février 2008. Vol. 37, n° 1, p. 1-5. DOI 10.1080/03079450701772391.

BROCHU, Nancy M., GUERIN, Michele T., VARGA, Csaba, LILLIE, Brandon N., BRASH, Marina L. et SUSTA, Leonardo, 2019. A two-year prospective study of small poultry flocks in Ontario, Canada, part 1: prevalence of viral and bacterial pathogens. In : *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*. 1 mai 2019. Vol. 31, n° 3, p. 327-335. DOI 10.1177/1040638719843577.

BRONNER, Anne, NIQUEUX, Eric, SCHMITZ, Audrey, BOUQUIN, Sophie Le, HUNEAU-SALAÜN, Adeline, GUINAT, Claire, PAUL, Mathilde, COURCOUL, Aurélie et DURAND, Benoît, 2017. Description de l'épisode d'influenza aviaire hautement pathogène en France en 2016-2017. In : . 2017. p. 5.

BROWN, Daniel R., WHITCOMB, Robert F. et BRADBURY, Janet M., 2007. Revised minimal standards for description of new species of the class Mollicutes (division Tenericutes). In : *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*. 1 novembre 2007. Vol. 57, n° 11, p. 2703-2719. DOI 10.1099/ij.s.0.64722-0.

CAVANAGH, Dave, 2007. Coronavirus avian infectious bronchitis virus. In : *Veterinary Research*. 1 mars 2007. Vol. 38, n° 2, p. 281-297. DOI 10.1051/vetres:2006055.

CLOTHIER, Kristin A., TORAIN, Andrea et REINL, Steve, 2019. Surveillance for *Avibacterium paragallinarum* in autopsy cases of birds from small chicken flocks using a real-time PCR assay. In : *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*. mai 2019. Vol. 31, n° 3, p. 364-367. DOI 10.1177/1040638719844297.

DE WIT JJ, VAN ECK JH, CROOIJMANS RP, et PIJPERS A, 2004. A serological survey for pathogens in old fancy chicken breeds in central and eastern part of The Netherlands. - Abstract - Europe PMC. In : [en ligne]. 2004. [Consulté le 24 juin 2020]. Disponible à l'adresse : <https://europepmc.org/article/med/15185615>.

DERKSEN, T., LAMPRON, R., HAUCK, R., PITESKY, M. et GALLARDO, R. A., 2018. Biosecurity Assessment and Seroprevalence of Respiratory Diseases in Backyard Poultry Flocks Located Close to and Far from Commercial Premises. In : *Avian Diseases*. mars 2018. Vol. 62, n° 1, p. 1-5. DOI 10.1637/11672-050917-Reg.1.

DEVRIESE, L. A., DE HERDT, P. et HAESEBROUCK, F., 2001. Antibiotic sensitivity and resistance in *Ornithobacterium rhinotracheale* strains from Belgian broiler chickens. In : *Avian Pathology*. juin 2001. Vol. 30, n° 3, p. 197-200. DOI 10.1080/03079450120054596.

DIEL, Diego G., DA SILVA, Luciana H. A., LIU, Hualei, WANG, Zhiliang, MILLER, Patti J. et AFONSO, Claudio L., 2012. Genetic diversity of avian paramyxovirus type 1: Proposal for a unified nomenclature and classification system of Newcastle disease virus genotypes. In : *Infection, Genetics and Evolution*. 1 décembre 2012. Vol. 12, n° 8, p. 1770-1779. DOI 10.1016/j.meegid.2012.07.012.

DUMAT, Camille, FOURNIER, Agnès, SOUVESTRE, Marie, GUERIN, Jean-Luc, DUPOUY, Dominique, FEIDT, Cyril et MÉLAZZINI-DÉJEAN, Ariane, 2018. Les poulaillers familiaux urbains : opportunités et limites de la convergence des usages dans un contexte interdisciplinaire de transition écologique. In : *VertigO - la revue électronique en sciences de l'environnement* [en ligne]. 5 septembre 2018. n° Hors-série 31. [Consulté le 11 octobre 2019]. DOI 10.4000/vertigo.21077. Disponible à l'adresse : <http://journals.openedition.org/vertigo/21077>.

DURET, Hugues, 2019. *Evaluation du statut sanitaire des basses-cours et des pratiques associées en zone rurale à forte densité avicole (Gers) en comparaison avec des basses-cours prélevées sur le territoire national* Auteur(s) [en ligne]. other. S.I. :

s.n. [Consulté le 5 juin 2020]. Disponible à l'adresse : <https://oatao.univ-toulouse.fr/25785/>.

EAST, I., KITE, V., DANIELS, P. et GARNER, G., 2006. A cross-sectional survey of Australian chicken farms to identify risk factors associated with seropositivity to Newcastle-disease virus. In : *Preventive Veterinary Medicine*. 18 décembre 2006. Vol. 77, n° 3, p. 199-214. DOI 10.1016/j.prevetmed.2006.07.004.

ETERPI, M., MCDONNELL, G. et THOMAS, V., 2011. Decontamination efficacy against Mycoplasma. In : *Letters in Applied Microbiology*. 2011. Vol. 52, n° 2, p. 150-155. DOI 10.1111/j.1472-765X.2010.02979.x.

FENOLLAR, Alejandro, DOMÉNECH, Eva, FERRÚS, María Antonia et JIMÉNEZ-BELENQUER, Ana, 2019. Risk Characterization of Antibiotic Resistance in Bacteria Isolated from Backyard, Organic, and Regular Commercial Eggs. In : *Journal of Food Protection*. 1 mars 2019. Vol. 82, n° 3, p. 422-428. DOI 10.4315/0362-028X.JFP-18-355.

GARBER, L., HILL, G., RODRIGUEZ, J., GREGORY, G. et VOELKER, L., 2007. Non-commercial poultry industries: Surveys of backyard and gamefowl breeder flocks in the United States. In : *Preventive Veterinary Medicine*. juillet 2007. Vol. 80, n° 2-3, p. 120-128. DOI 10.1016/j.prevetmed.2007.01.012.

GASTON, Gnabro Ouakoubo, 2018. DES TECHNIQUES DE L'ELEVAGE EN BASSE-COUR AUX TECHNIQUES DE L'ELEVAGE INDUSTRIEL : UN APERÇU HISTORIQUE DE L'AVICULTURE FRANÇAISE / FROM REARYARD FARMING TECHNIQUES TO INDUSTRIAL FARMING TECHNIQUES: A HISTORICAL OVERVIEW OF FRENCH POULTRY FARMING. In : *European Journal of Social Sciences Studies* [en ligne]. 18 décembre 2018. Vol. 0, n° 0. [Consulté le 9 octobre 2019]. Disponible à l'adresse : <https://oapub.org/soc/index.php/EJSSS/article/view/484>.

GOLE, Vaibhav C., TOROK, Valeria, SEXTON, Margaret, CARAGUEL, Charles G. B. et CHOUSALKAR, Kapil K., 2014. Association between Indoor Environmental Contamination by Salmonella enterica and Contamination of Eggs on Layer Farms. In : *Journal of Clinical Microbiology*. 1 septembre 2014. Vol. 52, n° 9, p. 3250-3258. DOI 10.1128/JCM.00816-14.

GREGORY, D. W. et SCHAFFNER, W., 1997. Psittacosis. In : *Seminars in respiratory infections*. mars 1997. Vol. 12, n° 1, p. 7-11.

GRUNKEMEYER, Vanessa L., 2011. Zoonoses, Public Health, and the Backyard Poultry Flock. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. septembre 2011. Vol. 14, n° 3, p. 477-490. DOI 10.1016/j.cvex.2011.05.010.

GUTIERREZ-RUIZ, E.J., RAMIREZ-CRUZ, G.T., CAMARA GAMBOA, E.I., ALEXANDER, D.J. et GOUGH, R.E., 2000. A Serological Survey for Avian Infectious Bronchitis Virus and Newcastle Disease Virus Antibodies in Backyard (Free-range) Village Chickens in Mexico. In : *Tropical Animal Health and Production*. 1 décembre 2000. Vol. 32, n° 6, p. 381-390. DOI 10.1023/A:1005281619260.

HAESSENDONCK, R., VERLINDEN, M., DEVOS, G., MICHIELS, T., BUTAYE, P., HAESBROUCK, F., PASMANS, F. et MARTEL, A., 2014a. High Seroprevalence of Respiratory Pathogens in Hobby Poultry. In : *Avian Diseases*. 15 août 2014. Vol. 58, n° 4, p. 623-627. DOI 10.1637/10870-052314-ResNote.1.

HAESSENDONCK, R., VERLINDEN, M., DEVOS, G., MICHIELS, T., BUTAYE, P., HAESBROUCK, F., PASMANS, F. et MARTEL, A., 2014b. High Seroprevalence of Respiratory Pathogens in Hobby Poultry. In : *Avian Diseases*. 15 août 2014. Vol. 58, n° 4, p. 623-627. DOI 10.1637/10870-052314-ResNote.1.

HAUCK, R., CHIN, R. P. et SHIVAPRASAD, H. L., 2015. Retrospective Study on the Isolation of *Ornithobacterium rhinotracheale* from Chickens and Turkeys in Central California: 294 cases (2000–12). In : <http://dx.doi.org/10.1637/10935-091114-RegR> [en ligne]. 2 janvier 2015. [Consulté le 25 juin 2020]. Disponible à l'adresse : [/doi/abs/10.1637/10935-091114-RegR](https://doi/abs/10.1637/10935-091114-RegR). 953 College Station Road, Athens, GA 30602-4875

HENZLER, D. J., KRADEL, D. C. et SISCHO, W. M., 1998. Management and environmental risk factors for *Salmonella enteritidis* contamination of eggs. In : *American journal of veterinary research*. juillet 1998. Vol. 59, n° 7, p. 824-829.

HINSHAW, V. S., WEBSTER, R. G., EASTERDAY, B. C. et BEAN, W. J., 1981. Replication of avian influenza A viruses in mammals. In : *Infection and Immunity*. 1 novembre 1981. Vol. 34, n° 2, p. 354-361.

JACKWOOD, Mark W. et WIT, Sjaak de, 2019. Infectious Bronchitis. In : *Diseases of Poultry* [en ligne]. S.l. : John Wiley & Sons, Ltd. p. 167-188. [Consulté le 25 juin 2020]. ISBN 978-1-119-37119-9. Disponible à l'adresse : <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/9781119371199.ch4>.

KARABOZHILOVA, I., WIELAND, B., ALONSO, S., SALONEN, L. et HÄSLER, B., 2012. Backyard chicken keeping in the Greater London Urban Area: welfare status, biosecurity and disease control issues. In : *British Poultry Science*. 2012. Vol. 53, n° 4, p. 421-430. DOI 10.1080/00071668.2012.707309.

LEVISOHN, S. et KLEVEN, S. H., 2000. Avian mycoplasmosis (*Mycoplasma gallisepticum*). In : *Revue Scientifique Et Technique (International Office of Epizootics)*. août 2000. Vol. 19, n° 2, p. 425-442.

MADSEN, Jennifer M., ZIMMERMANN, Nickolas G., TIMMONS, Jennifer et TABLANTE, Nathaniel L., 2013. Evaluation of Maryland Backyard Flocks and Biosecurity Practices. In : *Avian Diseases*. 2013. Vol. 57, n° 2, p. 233-237.

MANNING, Johanna, GOLE, Vaibhav et CHOUSALKAR, Kapil, 2015. Screening for *Salmonella* in backyard chickens. In : *Preventive Veterinary Medicine*. 15 juin 2015. Vol. 120, n° 2, p. 241-245. DOI 10.1016/j.prevetmed.2015.03.019.

MCBRIDE, Michael D., HIRD, David W., CARPENTER, Tim E., SNIPES, Kurt P., DANAYE-ELMI, Cyrus et UTTERBACK, William W., 1991. Health Survey of Backyard Poultry and Other Avian Species Located within One Mile of Commercial California

Meat-Turkey Flocks. In : *Avian Diseases*. 1991. Vol. 35, n° 2, p. 403-407. DOI 10.2307/1591198. JSTOR

MESSA JÚNIOR, Augusto, TAUNDE, Paula, ZANDAMELA, Ana Felicidade, JUNIOR, Alberto Pondja, CHILUNDO, Abel, COSTA, Rosa et BILA, Custódio Gabriel, 2017. Serological Screening Suggests Extensive Presence of *Mycoplasma gallisepticum* and *Mycoplasma synoviae* in Backyard Chickens in Southern Mozambique. In : *Journal of Veterinary Medicine* [en ligne]. 22 janvier 2017. [Consulté le 25 juin 2020]. Disponible à l'adresse : <https://www.hindawi.com/journals/jvm/2017/2743187/>.

MICHIELS, Tinne, WELBY, Sarah, VANROBAEYS, Mia, QUINET, Christian, ROUFFAER, Lieze, LENS, Luc, MARTEL, An et BUTAYE, Patrick, 2016. Prevalence of *Mycoplasma gallisepticum* and *Mycoplasma synoviae* in commercial poultry, racing pigeons and wild birds in Belgium. In : *Avian Pathology*. 3 mars 2016. Vol. 45, n° 2, p. 244-252. DOI 10.1080/03079457.2016.1145354.

MURGUE, B., ZELLER, H. et DEUBEL, V., 2002. The Ecology and Epidemiology of West Nile Virus in Africa, Europe and Asia. In : MACKENZIE, John S., BARRETT, Alan D. T. et DEUBEL, Vincent (éd.), *Japanese Encephalitis and West Nile Viruses* [en ligne]. Berlin, Heidelberg : Springer Berlin Heidelberg. Current Topics in Microbiology and Immunology. p. 195-221. [Consulté le 15 octobre 2019]. ISBN 978-3-642-59403-8. Disponible à l'adresse : https://doi.org/10.1007/978-3-642-59403-8_10.

NACHAMKIN, Irving, ALLOS, Ban Mishu et HO, Tony, 1998. Campylobacter Species and Guillain-Barré Syndrome. In : *Clinical Microbiology Reviews*. juillet 1998. Vol. 11, n° 3, p. 555-567.

NOLAN, Lisa K., VAILLANCOURT, Jean-Pierre, BARBIERI, Nicolle L. et LOGUE, Catherine M., 2019. Colibacillosis. In : *Diseases of Poultry* [en ligne]. S.l. : John Wiley & Sons, Ltd. p. 770-830. [Consulté le 24 juin 2020]. ISBN 978-1-119-37119-9. Disponible à l'adresse : <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/9781119371199.ch18>.

OU, Shan-Chia et GIAMBRONE, Joseph J, 2012. Infectious laryngotracheitis virus in chickens. In : *World Journal of Virology*. 12 octobre 2012. Vol. 1, n° 5, p. 142-149. DOI 10.5501/wjv.v1.i5.142.

PETRINI, Antonio et VALLAT, Bernard, 2013. Notification de l'influenza aviaire et de la maladie de Newcastle à l'Organisation mondiale de la santé animale (OIE). In : CAPUA, Ilaria et ALEXANDER, Dennis J. (éd.), *Influenza aviaire et maladie de Newcastle: Un manuel de diagnostic de terrain et de laboratoire* [en ligne]. Paris : Springer Paris. p. 31-35. [Consulté le 15 octobre 2019]. ISBN 978-2-287-99337-4. Disponible à l'adresse : https://doi.org/10.1007/978-2-287-99337-4_3.

PIRES, Alda F. A., PETERSON, Amos, BARON, Jerome N., ADAMS, Ragan, MARTÍNEZ-LÓPEZ, Beatriz et MOORE, Dale, 2019. Small-scale and backyard livestock owners needs assessment in the western United States. In : *PLoS ONE* [en ligne]. 14 février 2019. Vol. 14, n° 2. [Consulté le 19 juin 2020]. DOI 10.1371/journal.pone.0212372. Disponible à l'adresse : <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6375643/>.

POHJOLA, L., TAMMIRANTA, N., EK-KOMMONEN, C., SOVERI, T., HÄNNINEN, M. L., AHOMAA, M. Fredriksson et HUOVILAINEN, A., 2017. A survey for selected avian viral pathogens in backyard chicken farms in Finland. In : *Avian Pathology*. 4 mars 2017. Vol. 46, n° 2, p. 166-172. DOI 10.1080/03079457.2016.1232804.

POHJOLA, Leena, ROSSOW, Laila, HUOVILAINEN, Anita, SOVERI, Timo, HÄNNINEN, Marja-Liisa et FREDRIKSSON-AHOMAA, Maria, 2015. Questionnaire study and postmortem findings in backyard chicken flocks in Finland. In : *Acta Veterinaria Scandinavica*. 2015. Vol. 57, n° 1, p. 3. DOI 10.1186/s13028-015-0095-1.

RAN, Li, CHEN, Xuyu, WANG, Ying, WU, Wenwen, ZHANG, Ling et TAN, Xiaodong, 2020. Risk Factors of Healthcare Workers with Corona Virus Disease 2019: A Retrospective Cohort Study in a Designated Hospital of Wuhan in China. In : *Clinical Infectious Diseases* [en ligne]. 2020. [Consulté le 23 juin 2020]. DOI 10.1093/cid/ciaa287. Disponible à l'adresse : <https://academic.oup.com/cid/advance-article/doi/10.1093/cid/ciaa287/5808788>.

RUSSELL, R. J, GAMBLIN, S. J, HAIRE, L. F, STEVENS, D. J, XIAO, B, HA, Y et SKEHEL, J. J, 2004. H1 and H7 influenza haemagglutinin structures extend a structural classification of haemagglutinin subtypes. In : *Virology*. 1 août 2004. Vol. 325, n° 2, p. 287-296. DOI 10.1016/j.virol.2004.04.040.

SAIF, Y. M. et BARNES, H. John (éd.), 2008. *Diseases of poultry*. 12th ed. Ames, Iowa : Blackwell Pub. Professional. ISBN 978-0-8138-0718-8.

SHOKRI, Shima, KARIMI, Vahid, LANGEROUDI, Arash Ghalyanchi, MARANDI, Mehdi Vasfi, HASHAMZADEH, Masoud, ZABIHIPETROUDI, Taha, NAJAFI, Hamideh et TEHRANI, Farshad, 2018. Seroprevalence and genotyping of avian infectious bronchitis virus detected from Iranian unvaccinated backyard chickens. In : *Iranian Journal of Microbiology*. février 2018. Vol. 10, n° 1, p. 65-71.

SILVA, Nathalie Jourdan-da, FABRE, Laetitia, ROBINSON, Eve, FOURNET, Nelly, NISAVANH, Athinna, BRUYAND, Mathias, MAILLES, Alexandra, SERRE, Estelle, RAVEL, Magali, GUIBERT, Véronique, ISSENHUTH-JEANJEAN, Sylvie, RENAUDAT, Charlotte, TOURDJMAN, Mathieu, SEPTFONS, Alexandra, VALK, Henriette de et HELLO, Simon Le, 2018. Ongoing nationwide outbreak of Salmonella Agona associated with internationally distributed infant milk products, France, December 2017. In : *Eurosurveillance*. 11 janvier 2018. Vol. 23, n° 2, p. 17-00852. DOI 10.2807/1560-7917.ES.2018.23.2.17-00852.

SPRENGER, Stephanie J., HALVORSON, David A., NAGARAJA, K. V., SPASOJEVIC, Radivoje, DUTTON, Richard S. et SHAW, Daniel P., 2000. Ornithobacterium rhinotracheale Infection in Commercial Laying-Type Chickens. In : *Avian Diseases*. 2000. Vol. 44, n° 3, p. 725-729. DOI 10.2307/1593120. JSTOR

SPRYGIN, A. V., ANDREYCHUK, D. B., KOLOTILOV, A. N., VOLKOV, M. S., RUNINA, I. A., MUDRAK, N. S., BORISOV, A. V., IRZA, V. N., DRYGIN, V. V. et PEREVOZCHIKOVA, N. A., 2010. Development of a duplex real-time TaqMan PCR assay with an internal control for the detection of Mycoplasma gallisepticum and Mycoplasma synoviae in clinical samples from commercial and backyard poultry. In :

Avian Pathology. 1 avril 2010. Vol. 39, n° 2, p. 99-109. DOI 10.1080/03079451003604621.

SUZUKI, Kuniaki, ORIGLIA, Javier, ÁLVAREZ, F., FACCIOLI, M., SILVA, M., CABALLERO, J., NUÑEZ, L. et CASTRO, L., 2009. Relative risk estimation for *Mycoplasma synoviae* in backyard chickens in Paraguay. In : *International Journal of Poultry Science* [en ligne]. 2009. Vol. 8, n° 9. [Consulté le 25 juin 2020]. DOI 10.3923/ijps.2009.842.847. Disponible à l'adresse : <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/82728>.

SWAYNE, David E. (éd.), 2013. *Diseases of poultry*. 13th ed. Ames, Iowa : John Wiley & Sons. ISBN 978-0-470-95899-5. SF995

TERREGINO, Calogero et CAPUA, Ilaria, 2009. Conventional Diagnosis of Newcastle Disease Virus Infection. In : CAPUA, Ilaria et ALEXANDER, Dennis J. (éd.), *Avian Influenza and Newcastle Disease: A Field and Laboratory Manual* [en ligne]. Milano : Springer Milan. p. 123-125. [Consulté le 10 octobre 2019]. ISBN 978-88-470-0826-7. Disponible à l'adresse : https://doi.org/10.1007/978-88-470-0826-7_10.

UYTTENDAELE, M.R, DEBEVERE, J.M, LIPS, R.M et NEYTS, K.D, 1998. Prevalence of *Salmonella* in poultry carcasses and their products in Belgium. In : *International Journal of Food Microbiology*. mars 1998. Vol. 40, n° 1-2, p. 1-8. DOI 10.1016/S0168-1605(98)00012-9.

VOLKOVA, Victoriya, THORNTON, Danny, HUBBARD, Sue Ann, MAGEE, Danny, CUMMINGS, Tim, LUNA, Lynne, WATSON, Jim et WILLS, Robert, 2012. Factors Associated with Introduction of Infectious Laryngotracheitis Virus on Broiler Farms During a Localized Outbreak. In : *Avian Diseases*. 17 avril 2012. Vol. 56, n° 3, p. 521-528. DOI 10.1637/10046-122111-Reg.1.

WAHYUNI, Agnesia Endang Tri Hastuti, TABBU, Charles Rangga, ARTANTO, Sidna, SETIAWAN, Dwi Cahyo Budi et RAJAGUGUK, Sadung Itha, 2018. Isolation, identification, and serotyping of *Avibacterium paragallinarum* from quails in Indonesia with typical infectious coryza disease symptoms. In : *Veterinary World*. avril 2018. Vol. 11, n° 4, p. 519-524. DOI 10.14202/vetworld.2018.519-524.

WILMART, Mickaël, 2017. Du poulailler au marché. Esquisse d'une économie volaillière médiévale (xiii^e-xv^e siècle). In : *Revue d'ethnoécologie* [en ligne]. 20 octobre 2017. n° 12. [Consulté le 29 juin 2020]. DOI 10.4000/ethnoecologie.3318. Disponible à l'adresse : <http://journals.openedition.org/ethnoecologie/3318>.

WUNDERWALD, Cordia et HOOP, Richard K., 2002. Serological monitoring of 40 Swiss fancy breed poultry flocks. In : *Avian Pathology*. 1 avril 2002. Vol. 31, n° 2, p. 157-162. DOI 10.1080/03079450120118649.

XAVIER, J., PASCAL, D., CRESPO, E., SCHELL, H. L., TRINIDAD, J. A. et BUENO, D. J., 2011. Seroprevalence of *Salmonella* and *Mycoplasma* infection in backyard chickens in the state of Entre Ríos in Argentina. In : *Poultry Science*. 1 avril 2011. Vol. 90, n° 4, p. 746-751. DOI 10.3382/ps.2010-01036.

ZIENTARA, Stéphan, 2002. West Nile fever. Epidemiological situation. Risks for man. Epizootie in France 2000-2001. In : [en ligne]. 2002. Disponible à l'adresse : <https://doi.org/10.4267/2042/61507>.

Annexes

1 Annexe 1 – Liste des amorces utilisées pour les PCR

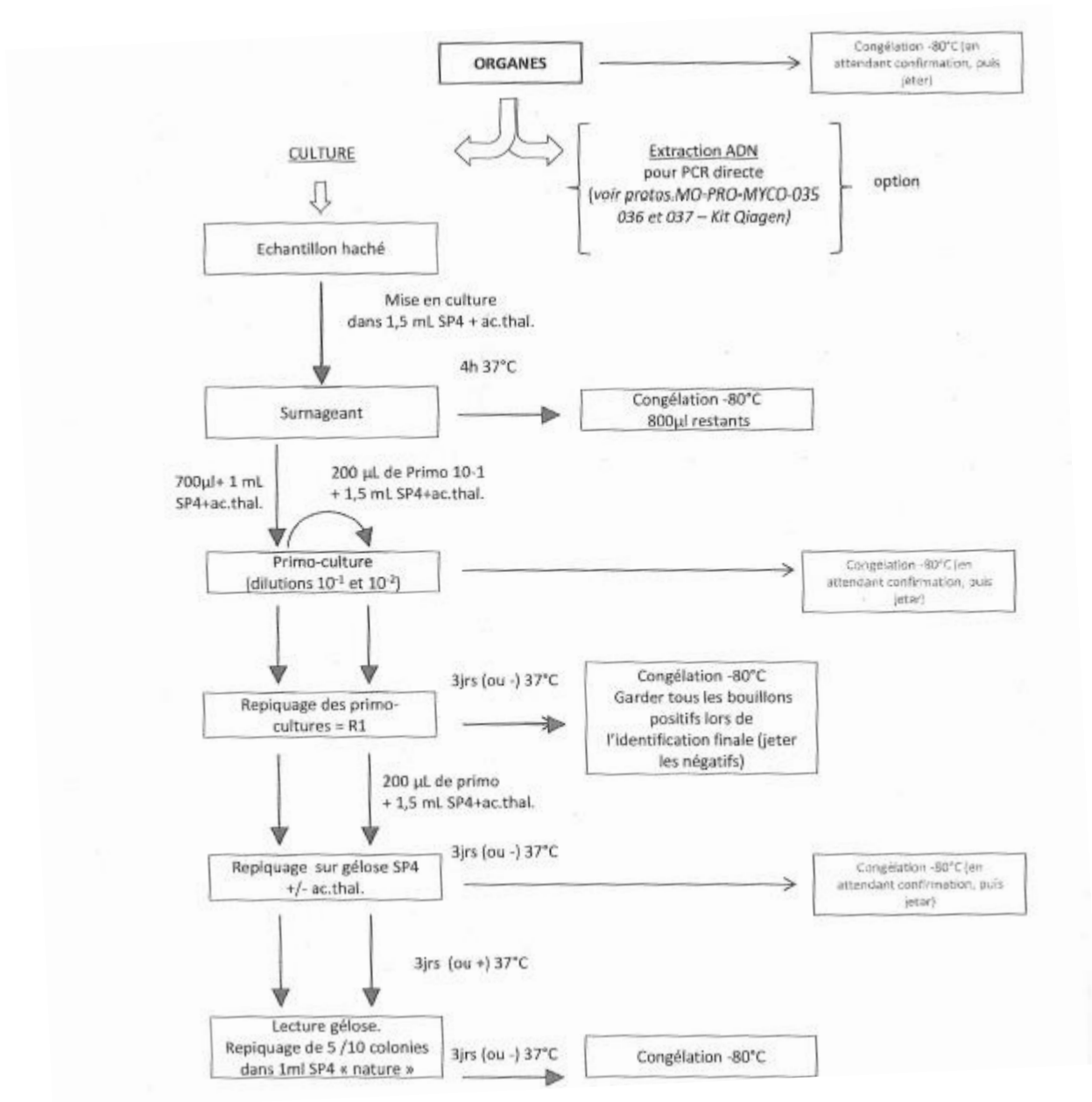
Pathogènes	Gènes ciblés	Amorces (5'-3')	Amorces (5'-3')	Longueurs d'amplification (pb)	Références
<i>Influenza A virus</i>	M	M52C : CTTCTAACCGAGGTCGAAACG	M253R : AGGGCATTTTGGACAAAKCGT CTA	250	Fouchier et al. 2000
<i>Metapneumovirus subtypes A & B</i>	SH	SH-f : TAGTTTTGATCTTCCTTGTTGC	SH-r: GTAGTTGTGCTCAGCTCTGATA	200	Cecchinato et al. 2013
<i>Paramyxovirus-1 (NDV)</i>	Fusion (cleavage site)	FIP1: TACTTTGCTCACCCCTT	FIP2: CATCTCCCAACTGCCACT	280	Kho et al. 2000
<i>BI-N</i>	N	N791 : GTGATGACAAGATGAATGAGGA	N1129 : CAGCTGAGGTCAATGCTTTATC	380	Farsang et al. 2002
<i>BI-GU</i>	UTR	GU391 : GCTTTTGAGCCTAGCGTT	GL533 : GCCATGTTGCTACTGTC TATTG	142	Callison et al., 2006
<i>ILT-UL</i>	UL15a	UL15aF: TTGCTGTGCTATTCGCGTG	UL15aR: GTAAATCGTTTAGTGCGGCAT	113	Mahmoudian et al. 2011
<i>MG-16S</i>	16S	MG14F : GAGCTAATCTGTAAAGTTGGTC	MG13R : GCTTCCTTGC GGTTAGCAAC	186	Jarquin et al. 2009
<i>MG-mgc2</i>	Mgc2	Mgc2 F : CGCAATTTGGTCCTAATCCCCA ACA	Mgc2 R : TAAACCCACCTCCAGCTTTATT TCC	300	Moretti et al. 2013
<i>MS-16S</i>	16S	MSLF : GAGAAGCAAAATAGTGATATCA	MSLR : CAGTCGTCTCCGAAGTTAACAA	214	Jarquin et al. 2009
<i>MS-vlhA</i>	vlhA	VlhA F : CCATTGCTCCTGCTGTTAT	VlhA R : KMTKCTGTTGTAGTTGCTTCAA	295	Wetzel et al. 2010
<i>Bordetella avium</i>	recA	BaREC2f: CGGAATCGTCGGGTAAAACG	BaREC2r: TGGAAGCGTACTGGACATCG	200	In-house primers
<i>Ornithobacterium rhinotracheale</i>	gyrA	ORT101F: TGGGCAAGGGAACCTTTGGTT	ORT101R: TGTCGGCAAGCATTTCCTCA	101	In-house primers

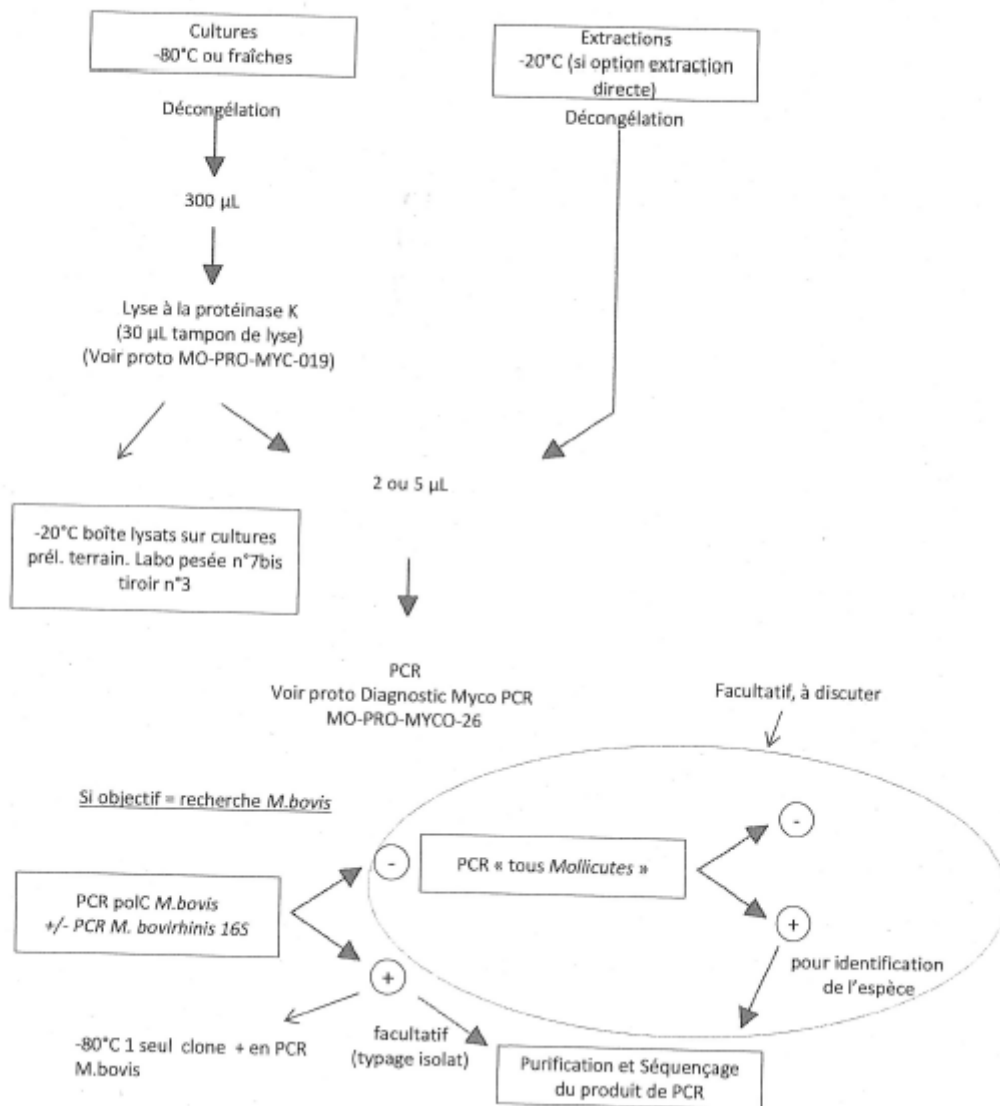
<i>Pasteurella multocida</i>	<i>gyrB</i>	gyrBPMF: GCCCTTCCGATAAAATTGCAA	gyrBPMR: ATCGCGGCTAATGGTGCTT	100	Boyce <i>et al.</i> 2002
<i>Riemerella anatipestifer</i>	<i>gyrB</i>	gyrBP1: AGAGCGAGAAGAAAAACCT	gyrBP2: CTCCATAAGCATAGAGAAGA	194	Wang <i>et al.</i> 2012
<i>Chlamydia psittaci</i>	<i>ompA</i>	Cp2fbis : CTCGCCCTGTCTTACAGATTG	Cp2r : GCATCAAAAAGTTGCTCGTGACC	74	Amorces développées en interne
<i>Chlamydia spp.</i>	<i>16S</i>	Ch23S F : CTGAAACCAGTAGCTTATAAGC GGT	Ch23S R : ACCTCGCCGTTTAACTTAACTC C	110	Ehrlich 2006
<i>Chlamydia gallinacea</i>	<i>EnoA</i>	Eno A F : CAATGGCCTACAATTCCAAGAG T	Eno A R : CATGCGTACAGCTCCGTAAC	72	Laroucau 2015
<i>AP-hp1</i>	<i>hp1</i>	HP1F: TGAGGGTAGTCTTGCACGCGAA T	HP1R: CAAGGTATCGATCGTCTCTCTA CT	500	Chen <i>et al.</i> 1996
<i>AP-infB</i>	<i>infB</i>	Inf B-F : GCCAGTTGCTACCATTTTGG	Inf B-R : AGCCTAGCACTTCCACAGGA	155	Wen <i>et al.</i> 2016
<i>Escherichia coli</i>	<i>gadA</i>	GadA.F: GCGTTGCGTAAATATGGTTTGC CGA	GadA.R: CGTCACAGGCTTCAATCATGCG TT	305	Chen <i>et al.</i> 1996
<i>Escherichia coli</i>	<i>chuA</i>	ChuA.1: GACGAACCAACGGTCAGGAT	ChuA.2: TGCCGCCAGTACCAAAGACA	279	Clermont <i>et al.</i> 2000
<i>Escherichia coli</i>	<i>yjaA</i>	YjaA.1: TGAAGTGTCAGGAGACGCTG	YjaA.2: ATGGAGATGCGTTCCTCAAC	211	Clermont <i>et al.</i> 2000
<i>Escherichia coli</i>	TspE4C 2	TspE4C2.1: GAGTAATGTCGGGGCATCA	TspE4C2.2: CGCGCCAACAAAGTATTACG	152	Clermont <i>et al.</i> 2000

2 Annexe 2 – Liste des variables codées pour les analyses statistiques

Variable	Description	Catégories proposées dans le questionnaire	Variable bimodale
Âge de la basse-cour	Durée depuis laquelle des poules sont présentes dans la basse-cour	<2 ans	0 quand < 5 ans 1 quand > 5 ans
		2-5 ans	
		5-10 ans	
		10-30 ans	
		>30 ans	
Taille de la basse cours	Nombre de poule présente dans la basse-cour au moment de l'étude	Variable numérique	0 quand < 7 poules 1 quand > 7 poules
Âge à l'introduction	Âge des poules lors de leur introduction dans la basse-cour	Poussin	0 = Poussin ou œuf embryonné 1 = Poulette prête à pondre ou poule de réforme
		Poulette prête à pondre	
		Poule de réforme	
		Œuf embryonné	
Présence de poules à t0	Les poules de réforme ont été introduite dans une basse-cour contenant déjà d'autres poules	Variable Oui/Non	0 = Pas de poule à t0 1 = Présence de poule à t0
Origine des poules	Lieu d'achat des poules	Directement chez un professionnel	0 = directement chez un professionnel ou éleveur non professionnel 1 = rassemblement d'animaux (marché ou animalerie)
		Eleveur non professionnel	
		Marché	
		Animalerie	
Introduction de poules entre t0 et t6	Introduction d'autres poules dans la basse-cour durant les 6 mois de l'étude	Variable Oui/Non	0 = Non 1 = Oui
Faune sauvage	Présence de nourrisseurs à oiseau sauvage dans le jardin	Variable Oui/Non	0 = Non 1 = Oui
Poules de réforme uniquement	Introduction de poules de réforme exclusivement	Variable Oui/Non	0 = Non 1 = Oui
Chaussures spécifiques	Utilisation de chaussures spécifiques pour aller dans le poulailler	Jamais	0 = Jamais et parfois 1 = Toujours
		Parfois	
		Toujours	
Contact humain	Synthèse de trois questions : visite d'un autre poulailler, tier ayant visité le poulailler ou contact régulier avec un autre propriétaire de poules	Pour les deux premières questions : Variable Oui/Non	0 = pas de visites effectuée ou reçue. Pas de contact ou parfois avec un propriétaire de poules 1 = visite effectuée ou reçue ou contact régulier ou permanent avec un propriétaire de poules
		Pour la troisième question :	
		Jamais	
		Parfois	
		Souvent	
		Toujours	

3 Annexe 3 – Méthode des cultures et PCR des mycoplasmes





4 Annexe 4 – Questionnaire rempli par les volontaires de l'étude

Etude de la santé des poulaillers en région toulousaine

VLamothe_ENVT

Description du poulailler

1	Combien avez-vous de poules dans votre poulailler ? Nombre exact : _____
2	a) Avez-vous d'autres espèces d'oiseaux ? o Oui o Non
	b) Si oui, précisez lesquelles : _____
3	Depuis quand possédez-vous des volailles ? o < 2 ans o Entre 2 et 5 ans o Entre 5 et 10 ans o Entre 10 et 30 ans o Plus de 30 ans
4	Pour quelle(s) raisons possédez-vous des volailles (<i>plusieurs réponses possibles</i>) o Pour la compagnie et la relation homme-animal o Pour l'ornement o Pour consommer les œufs de qualité o Pour consommer la viande o Pour recycler/valoriser les déchets organiques o Pour des raisons éthiques et écologiques (manger local, respect du bien-être animal)

Description de vos pratiques

5	Combien de fois par jour allez-vous voir vos volailles ? o Moins d'une fois par jour o 1 fois par jour o 2 fois par jour o > 2 fois par jour
6	Y-a-t-il des chaussures spécifiques au poulailler ? o Jamais o Parfois o Souvent o Toujours
7	Vous lavez-vous les mains après être allé voir les poules ? o Jamais o Parfois o Souvent o Toujours
8	Alimentation : les volailles mangent-t-elles en priorité ? (<i>Deux réponses possibles</i>) o Des restes de repas o Du blé ou maïs (mélangé par vos soins) o Un mélange de céréales acheté dans le commerce o Un aliment complet du commerce (granulés)
9	Donnez-vous ou vendez-vous des œufs à vos voisins/famille/amis/collègues ? o Jamais o Parfois o Souvent o Toujours
10	a) Lavez-vous les œufs issus de vos poules ? o Oui o Non

	b) Quand ? <input type="radio"/> Avant la consommation <input type="radio"/> Après le ramassage
11	Mettez-vous en place des mangeoires ou de l'alimentation dans le jardin pour les oiseaux sauvages ? <input type="radio"/> Oui <input type="radio"/> Non
12	Avez-vous fait visiter votre poulailler à des possesseurs de volailles ces trois derniers mois ? <input type="radio"/> Oui <input type="radio"/> Non
13	Avez-vous visité d'autres basses-cours ces trois derniers mois ? <input type="radio"/> Oui <input type="radio"/> Non
14	Etes-vous en contact avec une personne qui possède des volailles ? <input type="radio"/> Jamais <input type="radio"/> Parfois <input type="radio"/> Souvent <input type="radio"/> Toujours
15	A quelle fréquence nettoyez-vous le poulailler ? <input type="radio"/> Chaque jour <input type="radio"/> Chaque semaine <input type="radio"/> Une fois par mois ou plus et moins d'une fois par semaine <input type="radio"/> 1 fois par an ou moins

Mouvements, origine et devenir des poules

16	Depuis l'introduction des poules de réforme du domaine de Lamothe, avez-vous ? <i>(Plusieurs réponses possibles)</i> <input type="radio"/> Introduit une nouvelle poule dans votre poulailler <input type="radio"/> Vendu ou donné des poules <input type="radio"/> Déplacé et mélangé avec d'autres oiseaux une ou plusieurs poules avec un retour chez vous ensuite
17	Quel âge ont (en général) les oiseaux à l'introduction dans le poulailler ? <i>(Une seule réponse)</i> <input type="radio"/> Poussins (<3 semaines) <input type="radio"/> Poule prête à pondre (18-20 semaines environ) <input type="radio"/> Poules > 1 an (ex : poule de réforme) <input type="radio"/> Œufs fécondés
18	Où achetez-vous préférentiellement vos volailles ? <i>(Une seule réponse)</i> <input type="radio"/> Professionnel en direct <input type="radio"/> Eleveur amateur ou particulier en direct (via internet, amis, voisins, famille) <input type="radio"/> Marchés de volailles ou regroupement d'oiseaux (foire, exposition) <input type="radio"/> Magasins spécialisés : jardinerie, animaleries
19	Précisez le lieu d'achat (ou provenance) de la dernière poule de votre poulailler ? _____
20	Quelle est la destination des oiseaux quittant le poulailler ? <i>(Une réponse)</i> <input type="radio"/> A des voisins, amis ou collègues de proximité <input type="radio"/> Vendus sur des marchés ou foires <input type="radio"/> Vendus sur internet à des particuliers <input type="radio"/> Mes oiseaux ne quittent pas le poulailler

21	<p>Lors de mortalité, que faites-vous de l'animal décédé ? <i>(Une réponse)</i></p> <ul style="list-style-type: none"> <input type="radio"/> Enterré dans le jardin <input type="radio"/> Brulé <input type="radio"/> Amené chez le vétérinaire en urgence et laissé sur place <input type="radio"/> Mis dans les déchets ménagers
----	--

Santé du poulailler

22	<p>a) Avez-vous remarqué des signes cliniques sur la dernière année ? <input type="radio"/> Oui <input type="radio"/> Non</p> <p>b) Si oui, quelles sont leurs caractéristiques ? <i>(Plusieurs choix possibles)</i></p> <ul style="list-style-type: none"> <input type="radio"/> Respiratoire <input type="radio"/> Digestive <input type="radio"/> Nerveuse <input type="radio"/> Locomotrice <input type="radio"/> Cutané <input type="radio"/> Je ne sais pas
23	<p>Avez-vous consulté un vétérinaire au cours de la dernière année pour vos poules ? <input type="radio"/> Oui <input type="radio"/> Non</p>
24	<p>Avez-vous effectué des traitements au cours de la dernière année ? <input type="radio"/> Oui <input type="radio"/> Non</p>
25	<p>a) Traitez-vous habituellement vos animaux avec ? <i>(Une ou plusieurs réponses possibles)</i></p> <ul style="list-style-type: none"> <input type="radio"/> Vitamines ou compléments minéraux <input type="radio"/> Antibiotiques <input type="radio"/> Vermifuges <input type="radio"/> Antiparasitaire externe <input type="radio"/> Produits alternatifs ou à base de plantes <p>b) Où vous approvisionnez-vous en priorité ? <i>(Une réponse)</i></p> <ul style="list-style-type: none"> <input type="radio"/> Cabinet vétérinaire <input type="radio"/> Animalerie <input type="radio"/> Internet <input type="radio"/> Pharmacie <input type="radio"/> Autre, précisez :
26	<p>Avez-vous déjà entendu parler des maladies suivantes chez les volailles ? <i>(Cochez le nom des maladies que vous connaissez)</i></p> <p><input type="radio"/> Salmonellose <input type="radio"/> Grippe Aviaire <input type="radio"/> Campylobacteriose <input type="radio"/> Maladie de Newcastle</p>

Descriptif du propriétaire du poulailler

27	<p>Dans quelle tranche d'âge vous situez-vous ?</p> <ul style="list-style-type: none"> <input type="radio"/> De 16 à 29 ans <input type="radio"/> De 30 à 49 ans <input type="radio"/> De 50 à 64 ans <input type="radio"/> 65 ans et plus
28	<p>Quelle est votre catégorie socio-professionnelle ?</p> <ul style="list-style-type: none"> <input type="radio"/> Agriculteurs exploitants <input type="radio"/> Artisans, commerçants, chefs d'entreprise <input type="radio"/> Cadres et professions intellectuelles supérieures <input type="radio"/> Professions intermédiaires <input type="radio"/> Employés <input type="radio"/> Ouvriers <input type="radio"/> Retraités

	<ul style="list-style-type: none"> ○ Autres personnes sans activité professionnelle ○ Etudiants
29	<p>Où avez-vous entendu parler de la vente des poules de réforme ?</p> <ul style="list-style-type: none"> ○ Sur internet ○ Par un proche ○ Vous êtes un habitué, et contactez le Domaine de Lamothe d'une année sur l'autre ○ Autre, précisez : _____
30	<p>Achetez-vous uniquement des poules de réforme pour votre poulailler ? <input type="radio"/> Oui <input type="radio"/> Non</p>
31	<p>Quelle raison majeure justifie votre achat de poules de réformes ?</p> <ul style="list-style-type: none"> ○ Pour leurs performances (elles pondent bien) ○ Pour le prix de vente attrayant ○ Pour leur offrir une seconde vie ○ Par praticité, l'élevage est à proximité de chez vous ○ Autre, précisez : _____

Contact et localisation du poulailler

Nom Prénom	
Code Postal	
Adresse	

TITRE : ETUDE DES PRATIQUES D'ELEVAGE ET DU STATUT SANITAIRE DES BASSES-COURS EN MILIEU PERI-URBAIN : EXEMPLE DU SUIVI DE POULES PONDEUSES DE REFORME

RESUME : La tendance actuelle est à l'augmentation du nombre de poulaillers urbains et péri-urbains. Aujourd'hui, peu d'études ont été réalisées concernant les pratiques d'élevage et le statut sanitaire des basses-cours françaises. L'objectif est de caractériser les basses-cours périurbaines ainsi que le statut sanitaire de poules de réforme naïves après introduction dans celles-ci. Les données ont été récoltées au travers de questionnaires et lors d'une campagne de prélèvements d'écouvillons trachéaux. Des analyses PCR ont été réalisées afin de cribler 16 agents pathogènes respiratoires d'intérêt pour la filière avicole. Sept d'entre eux ont été identifiés dans les basses-cours : *Avibacterium paragallinarum* (AVP), le virus de la LTI (LTI), *Escherichia coli* (E. Coli), *Mycoplasma synoviae* (MS), *Ornithobacterium rhinotracheale* (ORT), *Mycoplasma gallisepticum* (MG) et le virus de la bronchite infectieuse (IBV). Les pratiques d'élevage mises en évidence montrent une biosécurité faible et une connaissance limitée de la gestion sanitaire d'un poulailler. Les analyses PCR réalisées sur les poules au départ du site d'élevage et 6 mois après leur introduction dans les basses-cours ont montré une contamination de celles-ci. Les niveaux de prévalences observés sur les poules introduites ont pu être corrélés à des caractéristiques particulières : des poules issues de basses-cours existant depuis plusieurs années, d'effectif important et connaissant un fort taux d'introduction étaient plus à risque d'être positive vis-à-vis de plusieurs agents pathogènes respiratoires. Il a été toutefois remarqué que la présence d'agents pathogènes n'impliquait pas de symptômes respiratoires ni de mortalité. La corrélation des résultats PCR avec les pratiques d'élevage ouvre la voie à la compréhension des facteurs de risques de la circulation des maladies respiratoires dans les basses-cours. Outre les pathogènes respiratoires, l'étude de la prévalence d'agents zoonotiques comme les Salmonelles, agents de toxi-infections alimentaires révèle un intérêt majeur dans le contexte actuel. De plus, l'étude des diverses pratiques permet de mieux comprendre les facteurs de risque et d'adapter les besoins de conseil et formation à une clientèle nouvelle. A terme, il semblerait que le vétérinaire praticien doive se positionner sur ces enjeux émergents afin d'assurer un conseil pertinent en termes de santé animale et humaine.

MOTS-CLEFS : Basse-cour, poule, aviculture, biosécurité, avibacterium, mycoplasma, ornithobacterium, laryngotrachéite infectieuse, bronchite infectieuse, prévalence, PCR

TITLE: STUDY OF PRACTICES AND HEALTH STATUS OF PERI-URBAN BACKYARD: FOCUS ON THE MONITORING OF SPENT LAYING HENS

ABSTRACT: Nowadays, chicken coops are increasing in urban and peri-urban areas. Yet, few studies have been carried out on farming practices and the health status of French backyard flocks. The objective of the study is to characterize peri-urban backyards as well as the health status of naive spent hens after introduction into backyard flocks. Data were collected through questionnaires and during a campaign of tracheal swab samples. PCR analysis were carried out in order to screen 16 respiratory pathogens of interest for the poultry sector. Seven were identified in backyard flocks: *Avibacterium paragallinarum* (AVP), the LTI virus (LTI), *Escherichia coli* (E. Coli), *Mycoplasma synoviae* (MS), *Ornithobacterium rhinotracheale*, *Mycoplasma gallisepticum* (MG) and the infectious bronchitis virus (IBV). The study showed poor biosecurity practices and limited knowledge of the health management. PCR results showed contaminations of layers after their introduction into backyards flocks. Higher prevalence levels were correlated with characteristics such as hens from backyard flocks existing for several years, large flocks and flocks having a high introduction rate. However, it was observed that the presence of pathogens did not imply respiratory symptoms or mortality. The correlation of PCR results with farming practices helped us to understand some risk factors. In addition, studying the prevalence of zoonotic agents such as Salmonella, reveals a major interest in the current context. Studying associated practices makes it to adapt the needs for advice and training to a new clientele. Indeed, in this context, the veterinarian should be able to answer to these emerging issues in order to provide relevant advice in both animal health and welfare and public health.

KEY WORDS: Backyard, chicken, poultry, biosecurity, avibacterium, mycoplasma, ornithobacterium, infectious laryngotracheitis, infectious bronchitis, prevalence, PCR