La persistance de Salmonella dans les élevages de poulets de chair à La Réunion

2016/2017

Anaïs Ethèves : CIRAD, Francis Dalleau : GDS, Sara Alvarez : CIRAD, Jérémy Hascoat : GDS, Norma Choisis : GDS, Olivier Esnault : GDS et Eric Cardinale : CIRAD

Résumé

Salmonella est un agent zoonotique responsable de toxi-infection alimentaire. La viande de volaille étant souvent impliquée dans l'infection, l'objectif de cette étude est d'identifier les facteurs de risque de la persistance de *Salmonella* dans les élevages de poulets de chair à La Réunion. Menée de mars 2016 à février 2017, cette étude porte sur 46 exploitations où sont réalisés des contrôles bactériologiques à 5 étapes du cycle d'élevage. La prévalence en fin de bande est de 27% avec comme principaux sérotypes isolés *S.*Livingstone, *S.*Newport, *S.*Typhimurium, *S.*Weltevreden et *S.*Agona. De plus, malgré le nettoyage-désinfection des bâtiments, *Salmonella* persiste dans 24% des élevages. La réalisation d'un questionnaire d'enquête relatif aux pratiques de l'éleveur et à l'environnement de l'exploitation a permis entre autres, d'identifier les défauts d'application du protocole de nettoyage-désinfection des locaux d'élevage. Le nettoyage des accès bétonnés (OR=0.3) et la désinfection des silos (OR=0.13) permettent de limiter le risque de persistance du germe. De plus, l'analyse de l'infection de la faune péri-domestique à proximité des élevages a permis d'identifier leur rôle sur la persistance de *Salmonella*. La présence de ténébrions dans la litière de volaille (OR=19.49) augmente le risque de persistance. Une amélioration du nettoyage–désinfection, de la prophylaxie sanitaire et de la lutte contre les nuisibles dans la filière avicole est donc fondamentale pour éviter la persistance de *Salmonella* dans les élevages.

Mots clés: *Salmonella spp*. - Poulet - Facteurs de risque - Ile de La Réunion

Abstract

Salmonella is a zoonotic agent which causes food-borne diseases. Poultry meat is often incriminated in infections. The aim of this study is to identify risk factors related to *Salmonella* persistence in broiler farms of Reunion Island. Forty-six broiler farms were investigated from March 2016 to February 2017. Each farm was visited five times for bacteriological controls. The prevalence at the end of the flock is 27% with the main serotypes *S.*Livingstone, *S.*Newport, *S.*Typhimurium, *S.*Weltevreden and *S.*Agona. In addition, *Salmonella* persists in 24% of the farms, despite the cleaning-disinfection of breeding premises. The completion of a survey questionnaire on the farmer's practices and on the farm's environment made it possible to identify the defects in the cleaning-disinfection protocol of the premises. Cleaning concreted access (OR = 0.3) and silos disinfection (OR = 0.13) reduce the risk of germ persistence. In addition, the analysis of the infection of the peri-domestic fauna near the farms made it possible to identify their role on the persistence of *Salmonella*. The presence of mealworms in poultry litter (OR = 19.49) increases the risk of persistence. Improved cleaning-disinfection, sanitary prophylaxis and pest control in the poultry sector are therefore essential to avoid the persistence of *Salmonella* in broiler farms.

Keywords: *Salmonella spp*. - Chicken - Risk factors - Reunion Island

Sommaire

1. Introduction…….....5

1.1 Historique…….….5

1.2 Caractéristiques morphologique et biochimique…….....5

1.3 Taxonomie et classification ……6

1.4 Salmonella responsable de TIAC……7

1.5 Epidémiologie en élevage de volailles……7

1.6 Secteur avicole à La Réunion.……..9

2. Objectifs……..10

3. Méthodologie……...11

3.1 Prélèvements et enquêtes de terrain……11

3.2 Protocole analytique de recherche de *Salmonella spp*……13

3.3 Analyse statistique des facteurs de risque de la persistance de *Salmonella*..……15

4. Résultats……..16

4.1 Prévalence de *Salmonella spp.* dans les élevages……...16

4.2 Diversité des sérotypes dans les élevages……...17

4.3 Persistance de *Salmonella spp*. dans les élevages……..….18

4.4 Pratiques de nettoyage-désinfection des locaux d'élevage……19

4.5 Facteurs de risque de la persistance de *Salmonella*……..…..20

4.6 Niveau d'infestation des nuisibles…….….22

5. Discussions……..24

5.1 Prévalence et persistance de *Salmonella spp* dans les élevages de volailles…….....24

5.2 Diversité des sérotypes Salmonella…….25

5.3 Mesures de biosécurité et protocole de N&D…….26

L'entretien et la biosécurité à l'extérieur du bâtiment d'élevage…….....26

Le nettoyage, la désinfection et la biosécurité dans les élevages……27

5.4 Les nuisibles dans la transmission de *Salmonella*……..29

Le rôle des rongeurs et des musaraignes dans la transmission de Salmonella…….……...…..29

Le rôle des arthropodes dans la transmission de Salmonella…….…....30

Le rôle des oiseaux dans la transmission de Salmonella…….....31

6. Conclusion et perspectives……..32

Table des illustrations

Figure 1: Sources de contamination de *Salmonella* dans l'élevage.....8
Figure 2: Étapes des contrôles bactériologiques……...12
Figure 3: Disposition des pièges à nuisibles dans les élevages…….....12
Figure 4: Protocole analytique de recherche de *Salmonella spp*……...13
Figure 5: Variation de la prévalence de *Salmonella* au cours du cycle d'élevage……16
Figure 6: Répartition géographique et prévalence des sérotypes isolés……17
Figure 7: Répartition géographique des élevages où Salmonella persiste après le N&D……18
Figure 8 : Environnement des exploitations à *Salmonella* persistante……..19
Figure 9 : Configuration des bâtiments des élevages à *Salmonella* persistante……...19
Figure 10 : Biosécurité dans les élevages à *Salmonella* persistante……19
Figure 11 : Pratiques de N&D dans les élevages à *Salmonella* persistante……..19
Figure 12: Analyse univariée : variables p-value < 0.2……20
Figure 13 : Infestation des nuisibles dans les élevages à *Salmonella* persistante……...22
Figure 14: Effectifs des captures des nuisibles……22
Figure 15: Effectifs des nuisibles infectés par catégories……22
Figure 16 : Localisation des nuisibles infectés par commune…….23

Tableau 1: Caractères biochimiques des *Salmonella* non typhiques……5
Tableau 2: Infection des nuisibles et persistance après N&D……..18
Tableau 3: Analyse des facteurs de risque liés à la persistance de *Salmonella* dans les élevages……21

Introduction

Ce projet financé par le Fonds Européen Agricole pour le Développement Rural (FEADER) de La Réunion est l'une des actions menées par le Réseau d'Innovation et de Transfert Agricole (RITA), ainsi que par le Dispositif de recherche en Partenariat One Health de l'Océan Indien.

Historique

Salmonella est observée pour la première fois en 1880 par Ebert qui étudie la fièvre typhoïde. En 1884, Gaffky parvient à cultiver la bactérie (Grimont *et al.*, 2000). Par la suite, en 1886, Salmon et Smith décrient *Salmonella Choleraesuis*, l'agent responsable de la choléra du porc (fièvre porcine) (Grimont *et al.*, 2000). *Salmonella* a ainsi été nommée en l'honneur du premier diplômé en doctorat de médecine vétérinaire des États-Unis, Daniel Elmer Salmon (Bergeron, 2009). En 1896, la diversité antigénique des salmonelles est mise en évidence par Widal. Depuis, de nombreux sérovars sont identifiés (Grimont *et al.*, 2000).

Caractéristiques morphologique et biochimique

Selon le Bergey's Manuel (2001): le genre *Salmonella* fait partie de la famille des *Enterobacteriaceae*, de l'ordre des Enterobacteriales, de la classe des *Gammaproteobacteria* et du phylum des *Proteobacteria* (Scaria j *et al.*, 2008). Salmonella est un bacille à Gram négatif mesurant 2.0 à 5.0 µm de long sur 0.7 à 1.5 µm de diamètre (Korsak *et al.*, 2004). Du type respiratoire aéro-anaérobie facultatif, elle est oxydase négative et souvent mobile avec des flagelles péritriches (Griffith *et al*., 2006).

Salmonella fermente le glucose, mais pas le lactose, sauf pour Arizonae qui fermente le lactose. Elle produit du gaz à partir du glucose, excepté les sérovars Typhi, Pullorum et Gallinarum qui ne produisent jamais de gaz. Les *Salmonella* non typhiques produisent du H2S. Salmonella utilise le citrate comme seule source de carbone et réduit les nitrates en nitrites. Elle n'a pas de bêta-galactosidase, sauf pour Arizonae (Henry *et al*., 2011).

Milieux	Caractères biochimiques	*Salmonella* non typhiques
Kligler-Hajna	Glucose	+
	Lactose	+/-
	Gaz	+
	H2S	+
Citrate Simmons	Citrate	+/-
Mannitol Mobilité	Mannitol	+
	Mobilité	+
Urée / Indole	Uréase	-
	Indole	-
ONPG		-

Tableau 1 : Caractères biochimiques des Salmonella non typhiques

Taxonomie et classification

Salmonella est divisée en deux espèces : *Salmonella enterica* et *Salmonella bongori*. *Salmonella enterica* est divisée en six sous-espèces (Moreno *et al.*, 2009) :

Famille : Enterobacteriaceae

Genre : *Salmonella*

Espèce : *enterica*

Sous espèce : *enterica*

Serotype (=sérovar) : Enteritidis, Typhimurium…

Sous espèce : salamae, arizonae, diarizonae, houtenae, indica

Espèce : *bongori*

Le schéma de Kauffmann-White subdivise les sérovars de *Salmonella* selon leurs formules antigéniques (Le Minor, L., *et al.*, 1985). L'antigène somatique (O) est associé à la membrane cellulaire externe composée de lipopolysaccharides (LPS). L'antigène flagellaire (H) est associé aux flagelles péritriches. Enfin, l'antigène capsulaire (Vi) est retrouvé seulement chez quelques sérovars de *Salmonella* (Štukelj, Marina, *et al.*, 2012).

On dénombre actuellement 2541 sérovars dans le genre *Salmonella* (Leclerc, J. M., 2014). La plupart de ces sérovars appartiennent à l'espèce *S. enterica* à l'exception de 22 qui font partie de l'espèce *S. bongori*. La sous-espèce *enterica subsp enterica* regroupe la majorité des sérovars identifiés et sont retrouvés chez les animaux à sang chaud. Les autres sous-espèces, incluant l'espèce *S. bongori*, sont isolées chez des animaux à sang froid et dans l'environnement. En revanche, toutes les sous-espèces de *Salmonella* peuvent être isolées chez les humains (Leclerc, J. M., 2014 et Korsak *et al.*, 2004).

Salmonella responsable de TIAC

Les salmonelloses sont responsables de gastro-entérite qui est la plus fréquente forme d'infection provoquée par les salmonelles ubiquistes. Elles sont également responsables des fièvres typhoïdes et paratyphoïdes, liées à une infection par *S.*Typhi, *S.*Paratyphi et dont l'espèce humaine est le seul réservoir (Christmann *et al*., 1992).

Salmonella est le deuxième agent responsable des zoonoses dans l'Union Européenne (EFSA, 2015) avec 88 715 cas notifiés en 2014.

L'entérobactérie est la cause majeure des infections liées à la consommation des denrées alimentaires d'origine animale. Les aliments les plus impliqués dans les TIAC (toxi-infections alimentaires) sont les œufs et la viande de volailles (Van Immerseel, 2005).

À La Réunion, entre 1996 et 2005, 22.2% des intoxications alimentaires ont été provoquées par *Salmonella*, et plus particulièrement par *S.*Typhimurium (D'Ortenzio *et al*., 2008). En 2008, une épidémie de gastroentérites due à *S.*Weltevreden a été décrite (D'Ortenzio *et al.*, 2008). Plus récemment, deux chocs septiques dus à des salmonelles non typhiques ont eu lieu à La Réunion (Vandroux *et al.*, 2014).

Cette problématique perdure depuis des années, c'est pourquoi des législations ont été rédigées et des programmes de lutte rapportés directement aux productions primaires ont été mis en place dans la plupart des pays européens (Van Immerseel *et al.*, 2005). Le règlement européen (CE) oblige depuis le 1er janvier 2009, la recherche des infections à *S.*Enteritidis et *S.*Typhimurium dans les élevages de plus de 250 poulets de chair.

Epidémiologie en élevage de volailles

Malgré les efforts des producteurs, les prévalences de *Salmonella* dans les élevages de volailles restent élevées. Le pouvoir pathogène est différent selon le sérotype, l'âge des volailles et les doses ingérées (Henry *et al*., 2011). Chez les poules pondeuses le sérotype Enteritidis est prédominant, tandis que chez les poulets à l'engraissement, différents sérotypes sont isolés. Chez les volailles, la salmonelle peut être présente sous forme asymptomatique ou induire une gastroentérite passagère (Bellatif, M. F., 1994).

Les différentes voies d'entrées de *Salmonella* en élevages sont multiples. Les principales sont schématisées ci-dessous :

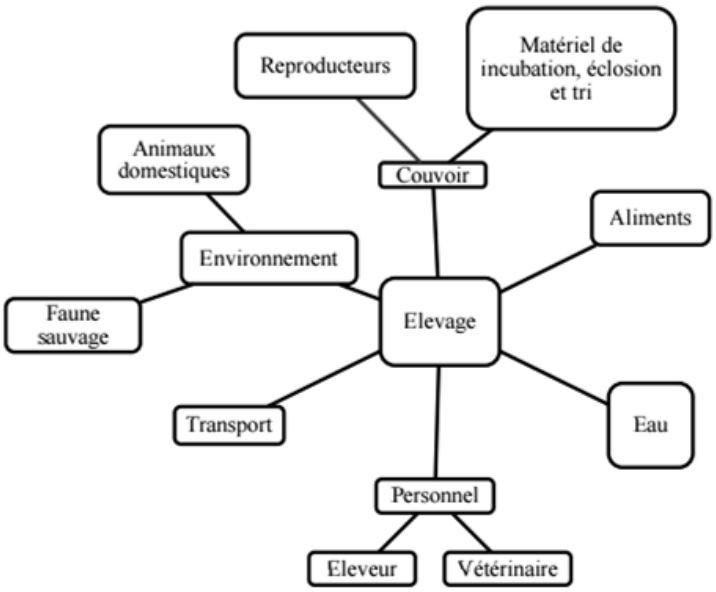

Figure 1: Sources de contamination de *Salmonella* dans l'élevage

La transmission verticale peut se faire à partir des ovaires, conduisant à la production d'œufs contaminés et par conséquent à la contamination du poulailler. Ce type de circulation est impliqué dans la transmission du plasmide de virulence, responsable de la résistance aux antibiotiques et aux désinfectants (Feng *et al.*, 2012).

La transmission horizontale peut se faire par des vecteurs inanimés en contact avec les volailles ou par des vecteurs animés comme les insectes, les rongeurs et les musaraignes (Van immerseel *et al*., 2005, Namata *et al*., 2009).

Les mammifères et les oiseaux sauvages sont les principaux réservoirs de salmonelle (Meerburg *et al*., 2006). D'autres faunes péri-domestiques, telles que les rongeurs, les musaraignes et les arthropodes sont des voies de transmission (Tessier *et al.*, 2016). Les ténébrions (*Alphitobius diaperinus*) colonisent souvent la litière de volailles. En plus des dommages structuraux qu'ils causent, ils représentent également un mode de transmission des agents pathogènes. Les cafards, les mouches et les fourmis sont d'autres arthropodes qui peuvent représenter des voies de transmission de la bactérie (Choo *et al*., 2011 ; Pava-Ripoll *et al*., 2012, Tessier *et al*., 2016 ; Pesquero *et al*., 2008).

Enfin, l'aliment et l'eau peuvent aussi être des sources directes de contamination de *Salmonella* dans les élevages (Torres *et al.*, 2011).

Secteur avicole à La Réunion

La Réunion, département français situé dans le Sud-Ouest de l'océan Indien, compte 835 103 habitants (Insee, 2016). La filière avicole est un secteur économique important de l'île, avec une consommation moyenne de 40kg/habitant/an, la viande de volaille est la plus consommée de l'île.

À La Réunion, la filière avicole a commencé dans les années 1960 avec la construction de FERMEX, une structure formée par un bâtiment d'élevage et une usine d'aliments. Plus tard, dans les années 1980, la création d´URCOOPA a permis d'améliorer la qualité des aliments produits. Néanmoins, il faudra attendre 1992 et la création du premier abattoir spécifique aux volailles dans le cirque de Salazie pour que la filière se professionnalise. Désormais, les éleveurs de l'île sont indépendants ou appartiennent aux coopératives Avipôle et Les Fermiers du Sud.

Il existe trois types de bâtiments d'élevage : Louisiane, Colorado et « péi ». Les deux premiers ont une ventilation dynamique avec des extracteurs d'air; sur le côté, pour le Colorado et au bout du poulailler pour Louisiane. Le « péi » a une ventilation plutôt statique et est issu d'anciens séchoirs à tabac. L'aliment des volailles est importé, puis transformé dans les usines locales (URCOOPA) et la litière est constituée d'un bois local, le Cryptoméria.

La Réunion, du fait de son caractère insulaire ne bénéficie pas d'une économie de grande échelle, et doit donc faire face aux importations de carcasses de volailles à bas prix depuis la Métropole. De ce fait, la production de viande de volaille de bonne qualité sur le plan hygiène et sanitaire et donc dépourvue de *Salmonella* est recommandée pour la santé des consommateurs mais aussi pour le bon développement de toute la filière locale.

Objectifs

Malgré les efforts des éleveurs et des services vétérinaires, la prévalence de *Salmonella spp.* dans la filière avicole réunionnaise n'a pas diminué au cours des dernières années. *Salmonella* représente un problème majeur pour la santé publique et pour l'économie de l'île. C'est pourquoi des stratégies de lutte contre *Salmonella* sont nécessaires dès la production primaire pour réduire la présence de cet agent pathogène dans les œufs et la viande.

Le nettoyage-désinfection des locaux d'élevage, la prophylaxie sanitaire et la lutte contre les nuisibles constituent des éléments de maîtrise de l'agent infectieux (Davies et Wray, 1995 ; Mueller-Doblies *et al.*, 2010 ; Luyckx *et al.*, 2015).

Cette étude a donc pour objectif d'identifier les principaux facteurs de risque associés à la persistance de *Salmonella* dans les élevages de poulets de chair de l'île. La persistance étant définie par une infection de même sérotype avant et après le nettoyage et la désinfection des locaux d'élevage.

D'une part, elle consistera à vérifier l'efficacité du nettoyage-désinfection des élevages de volailles ; d'autre part, d'identifier le non-respect des mesures de biosécurité relatives à la conception des locaux d'élevages, aux barrières de sécurité sanitaire, aux sources, réservoirs et vecteurs des agents pathogènes, contribuant à la persistance de *Salmonella* dans les élevages de volailles.

Méthodologie

3.1 Prélèvements et enquêtes de terrain

L'étude de la persistance de *Salmonella* dans les élevages de poulets de chair à La Réunion a été menée de mars 2016 à février 2017, incluant 46 exploitations.

La taille de l'échantillon est calculée sur la base d'une prévalence attendue de 21.5% (Avipôle, 2015), d'une précision relative de 60% et d'un niveau de confiance souhaité de 95%:

$$n = P(1-P)\frac{Z_{\propto}^{2}}{(Pr \times P)^{2}} \qquad n = 0.215\ (1-0.215)\frac{1.96^{2}}{(0.6 \times 0.215)^{2}} = 39$$

Avec n: taille de l'échantillon

P : prévalence attendue

Z: niveau de confiance

Pr : précision relative

Les éleveurs sélectionnés au hasard et volontaires sont membres des réseaux coopératifs Avi-Pôle et Les Fermiers du Sud. La répartition géographique des élevages sélectionnés est représentative de la localisation de l'ensemble des exploitations présentes sur l'île.

Les enquêtes et les prélèvements réalisés sur le terrain sont effectués par le Groupement de Défense Sanitaire de La Réunion.

Le dépistage des infections à *Salmonella* dans ces 46 ateliers de poulets de chair d'engraissement est réalisé par des prélèvements de pédichiffonnettes pour le ramassage des fientes et de chiffonnettes pour le contrôle de surface des locaux d'élevage. Des contrôles sont également réalisés sur l'aliment, la litière et les fonds de caisse des poussins, afin de vérifier une éventuelle introduction de l'entérobactérie dans les élevages durant l'étude.

Une bande de volailles par exploitation a été suivie à 5 étapes différentes du cycle d'élevage. Le plan d'échantillonnage couvre les points critiques de l'épidémiologie de *Salmonella* spp. au sein de l'élevage durant le vide sanitaire.

Chacune des exploitations est visitée 6 fois selon des mesures de biosécurité spécifiques de circulation dans l'élevage:

- Premier prélèvement : Statut salmonelle du lot précédent (J-1 avant la sortie des animaux).
- Deuxième prélèvement : Post nettoyage et désinfection N&D (à J+2), vérification de l'efficacité du N&D.
- Troisième prélèvement : J-1 avant entrée des poussins, impact de la mise en place du petit matériel.
- Quatrième prélèvements : J+1 Mise en place des poussins.
- Cinquième prélèvement : J+42 Statut salmonelle du lot en cours.

Figure 2 : Étapes des contrôles bactériologiques

À ces prélèvements s'ajoute le dépistage des infections à *Salmonella* dans la faune péridomestique présente aux abords des exploitations. La disposition des pièges à nuisibles est faite de la manière suivante :

Figure 3 : Disposition des pièges à nuisibles dans l'élevage

- Rongeur : mise en place des pièges à rats et à musaraignes aux abords du bâtiment et prélèvements des organes internes de l'animal.
- Ténébrions : mise en place de trois pièges Palmatrap® à l'intérieur du bâtiment.
- Cafards : mise en place de bandes collantes aux abords du bâtiment.
- Oiseaux : prélèvement par écouvillonnage interne.
- Fourmis : repérage de la fourmilière.
- Mouches : mise en place d'un fil collant à la sortie d'air du bâtiment.

Les pièges installés sont retirés dans les trois jours qui suivent leur mise en place.

Enfin, la réalisation d'un audit global concernant les pratiques de l'éleveur, l'environnement de l'élevage, la faune péri-domestique et le personnel travaillant sur le site a permis une analyse de risque de ces facteurs sur la persistance de *Salmonella* (annexe A).

3.2 Protocole analytique de recherche de Salmonella spp.

Les analyses de recherche de *Salmonella spp*. dans les prélèvements sont réalisées dans un laboratoire de type P2 du CIRAD. Le protocole de recherche des *Salmonella* spp. dans les prélèvements environnementaux au stade de production primaire est établi conformément à l'annexe D de la norme ISO 6579 assurée par l'AFNOR (Association Française de Normalisation). Celle-ci comprend une étape de pré-enrichissement, d'enrichissement, d'isolement et d'identification :

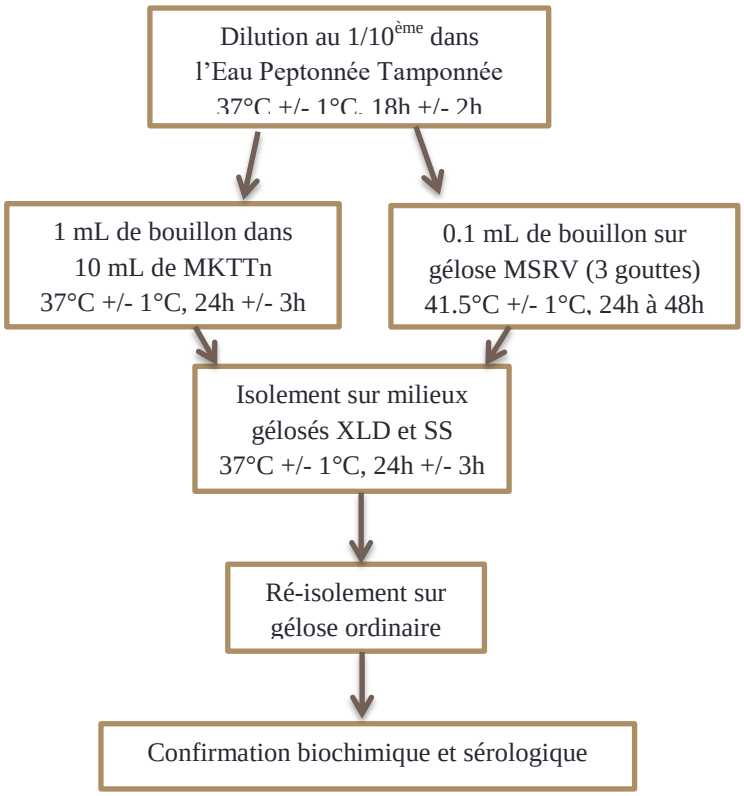

Figure 4 : Protocole analytique de recherche de *Salmonella spp.*

L'étape de pré-enrichissement permet le développement en abondance des salmonelles et l'adaptation de celles qui sont stressées suite à une perturbation environnementale physique ou chimique. La prise d'essai à analyser est alors diluée au dixième dans de l'eau peptonnée tamponnée (BioRad, Hercules, Californie) et incubée à 37°C pendant 18h +/- 2h.

L'étape d'enrichissement comprend l'utilisation de deux milieux sélectifs permettant l'élimination d'une majorité de la flore d'accompagnement. Le premier, le bouillon au tétrathionate de Müller et Kauffmann (BioRad, Hercules, Californie) est ensemencé par 1 mL du milieu de pré-enrichissement et incubé à 37°C pendant 24h +/- 3h. Le second, la gélose de Rappaport-Vassiliadis semi-solide modifiée (BioRad, Hercules, Californie) fondée sur la capacité des salmonelles à migrer de façon sélective dans le milieu à température plus élevée, soit 41.5°C pendant 24h à 48h est ensemencée par 3 gouttes du milieu de pré-enrichissement.

L'isolement des salmonelles sur milieux gélosés sélectifs se fait par méthode des stries d'épuisements à partir des milieux d'enrichissements et incubés à 37°C pendant 24h +/- 3h. Après incubation, les colonies caractéristiques au genre *Salmonella* sont rouges (LDC +) à centre noir (H2S +) sur la gélose Xylose-Lysine-Désoxycholate (BioRad, Hercules, Californie) et beiges (lactose -) à centre noir sur la gélose Shigella Salmonella (BioRad, Hercules, Californie). Celles-ci sont repiquées sur une gélose ordinaire pour une identification par les tests biochimiques suivants :

- Mannitol Mobilité : fermentation du mannitol et mobilité,
- Kligler-Hajna : fermentation du glucose et du lactose et production de gaz et d'H2S,
- Citrate Simmons : fermentation du citrate,
- Urée Indole : production d'uréase et d'indole,
- O-nitrophenyl-β-D-galactopyranose (ONPG) : recherche de la β-galactosidase.

Enfin, après confirmation biochimique, les souches sont sérotypées suivant le schéma de Kauffmann-White. Le sérotypage est réalisé à partir d'un mélange de sérums agglutinants polyvalents anti « O » et anti « H ». L'identification complète est faite à l'aide de sérums monovalents (Grimont *et al*. 2007).

3.3 Analyse statistique des facteurs de risque de la persistance de Salmonella

La persistance de *Salmonella*, variable dichotomique à expliquer, est définie par une infection de même sérotype avant et après le nettoyage et la désinfection des locaux d'élevage sur les prélèvements de pédichiffonnettes ou de chiffonnettes.

Dans un premier temps, un test du χ^2 en analyse univariée a permis d'identifier les variables explicatives le plus liées à la persistance de *Salmonella* (p-value < 0.20). Afin d'éviter le phénomène de multicolinéarité, un test de relation de dépendance entre variables ($p<0.05$) est effectué pour ne garder que les variables les plus significatives.

Les variables restantes sont intégrées dans un modèle de régression logistique multiple et la contribution de chaque facteur est testée via la méthode du maximum de vraisemblance par une étape pas à pas.

Dans un même temps, les modèles les plus simples ont été comparés au modèle complet par le critère d'Akaike (Akaike, 1974). Cette procédure a été poursuivie automatiquement jusqu'à obtenir un modèle ne regroupant que les facteurs majeurs significatifs à $p<0.10$. Enfin, les odds ratio (OR) et les intervalles de confiance (IC) à 95 % ont été calculés pour quantifier l'association (approximation du risque relatif) entre chaque variable et la persistance de *Salmonella* après le nettoyage et désinfection.

4. Résultats

4.1 Prévalence de Salmonella spp. dans les élevages

Au total, 46 exploitations ont participé à l'étude de la persistance de *Salmonella* dans les élevages de poulets de chair à La Réunion. Sur un total de 1104 prélèvements, 90 sont positifs en *Salmonella* spp.

La prévalence en *Salmonella* obtenue pour les bandes de volailles suivies pendant 42 jours est de 27.3% (12 sur 44 ; IC95% = [14.1 ; 40.5]).

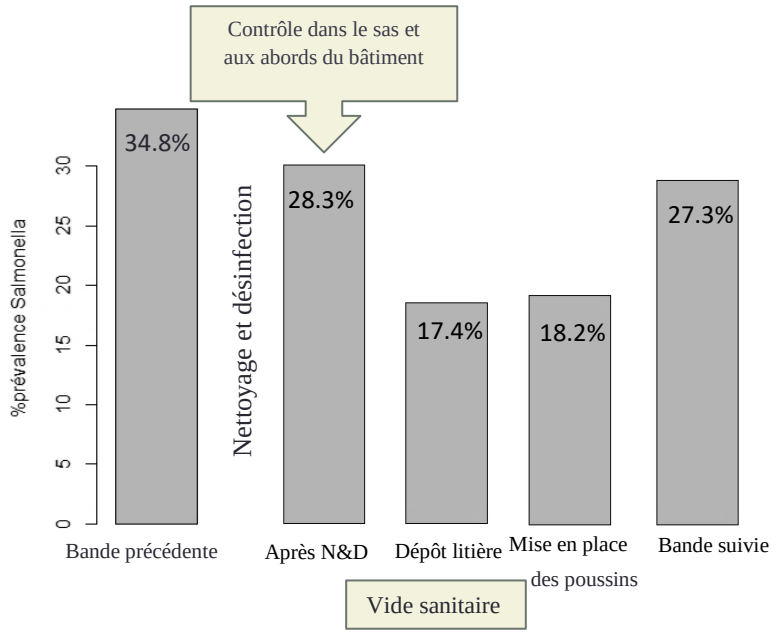

Figure 5: Variation de la prévalence de *Salmonella* au cours du cycle d'élevage

Les 46 bandes de volailles présentes avant le vide sanitaire sont infectées pour 34.8% (16 sur 46 ; IC95% = [21.0 ; 48.6]) d'entre-elles.

Après le nettoyage et la désinfection des bâtiments d'élevage, 28.3% (13 sur 46 ; IC95% = [15.3 ; 41.0]) sont positives en *Salmonella*.

Durant le vide sanitaire, suite à la mise en place du petit matériel, la prévalence diminue à 17.4% (8 sur 46 ; IC95% = [6.4 ; 28.4]) et se maintient à 18.2% (8 sur 44 ; IC95% = [6.8 ; 29.6]) après la mise en place des poussins.

4.2 Diversité des sérotypes dans les élevages

Une diversité de 8 sérotypes est identifiée dans les 46 élevages étudiés : *S.*Livingstone, *S.*Typhimurium, *S.*Weltevreden, *S.*Enteritidis, *S.*Virchow, *S.*Kentucky, *S.*Agona et *S.*Newport.

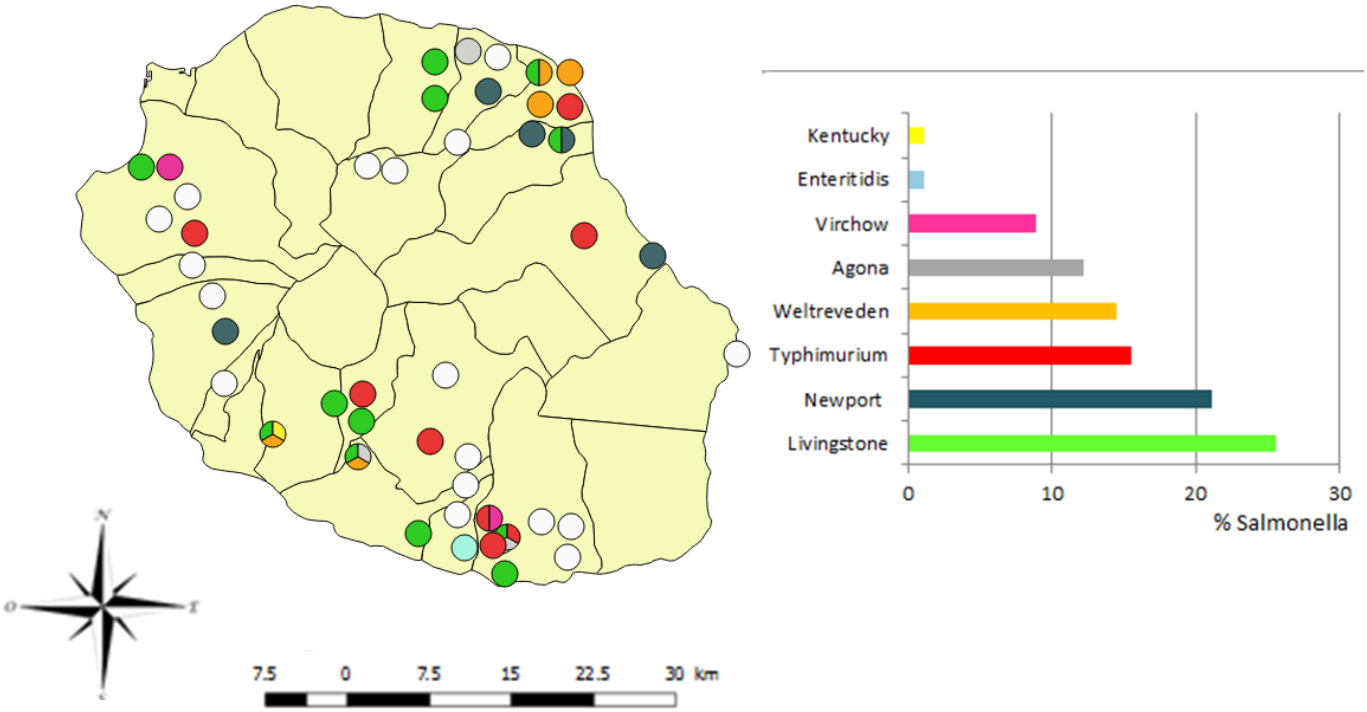

Figure 6 : Répartition géographique et prévalence des sérotypes isolés

Le sérotype prédominant est *S.*Livingstone à 25.6% (23 sur 90 ; IC95% = [16.6 ; 34.6]), suivi de *S.*Newport à 21.1% (19 sur 90 ; IC95% = [12.7 ; 29.5] et de *S.*Typhimurium à 15.6% (14 sur 90 ; IC95% = [8.1 ; 23.1]).

*S.*Weltevreden est identifiée dans 14.4% (13 sur 90 ; IC95% = [7.1 ; 21.7]) des prélèvements, *S.*Agona dans 12.2% (11 sur 90 ; IC95% = [5.4 ; 19.0]) et *S.*Virchow dans 8.9% (8 sur 90 ; IC95% = [3.0 ; 14.8]).

Enfin, deux sérotypes à faible prévalence sont identifiés dans 1.1% (1 sur 90 ; IC95% = [0 ; 3.3]) des prélèvements, soit *S.*Enteritidis et *S.*Kentucky.

Les sérotypes *S.*Livingstone et *S.*Typhimurium sont répartis sur l'ensemble de l'île, alors que *S.*Newport se retrouve majoritairement dans la zone Nord-Est.

4.3 Persistance de Salmonella spp. dans les élevages

Le même sérotype de *Salmonella* persiste avant et après le nettoyage et la désinfection du bâtiment pour 24% (11 sur 46 ; IC95% = [11.7 ; 36.3]) des élevages étudiés.

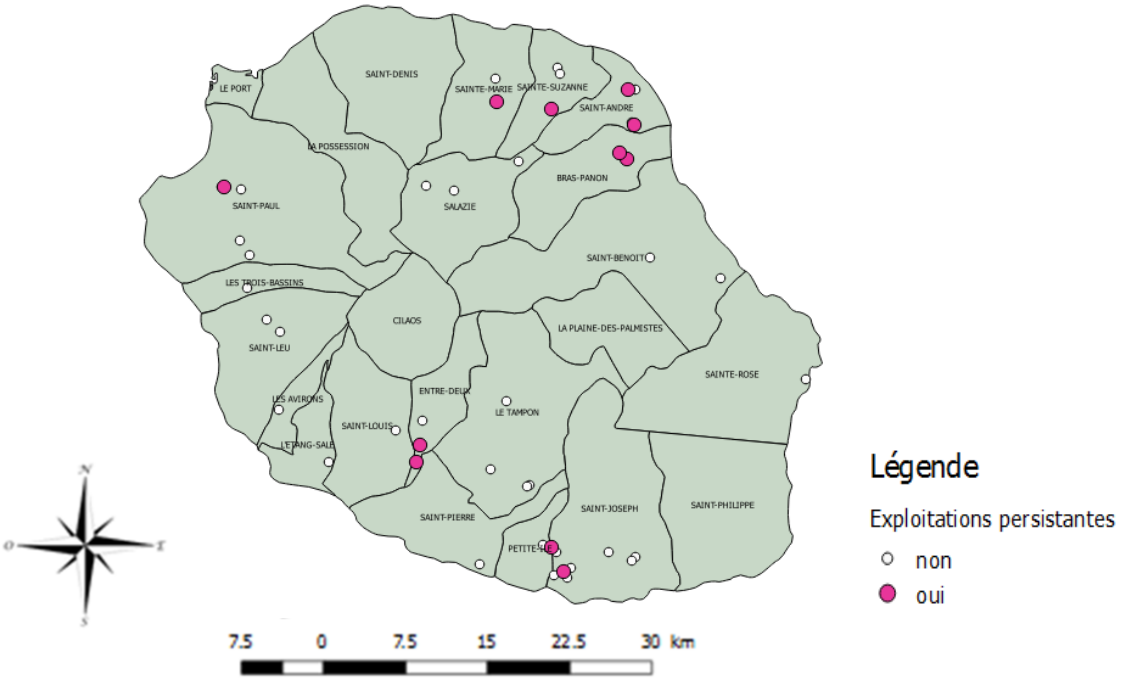

Figure 7 : Répartition géographique des élevages où *Salmonella* persiste après le N&D

Ces 11 élevages sont répartis sur les communes de Sainte-Marie, Sainte-Suzanne, Bras-Panon, Saint-André, Saint-Paul, Entre-Deux, Petit-Ile et Saint-Joseph.

Tableau 2 : Infection des nuisibles et persistance après N&D	*Salmonella* positif	
	n	
Exploitations *Salmonella* persistante	11/46	
Exploitations *Salmonella* persistante et nuisibles infectés	5/11	10/46
Exploitations *Salmonella* persistante après N&D	8/11	13/46

Sur les 11 élevages où *Salmonella* a persisté après le nettoyage et la désinfection du bâtiment, 8 le sont dès la deuxième visite, et dans 5 élevages *Salmonella* a pu être identifiée au sein de nuisibles capturés à proximité.

4.4 Pratiques de nettoyage-désinfection des locaux d'élevage

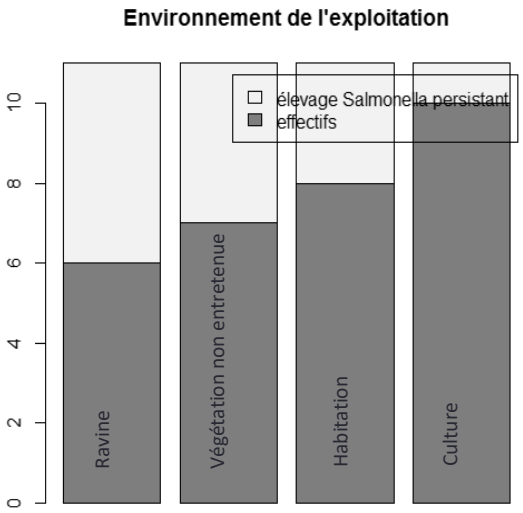

Figure 8 : Environnement des exploitations à *Salmonella* persistante

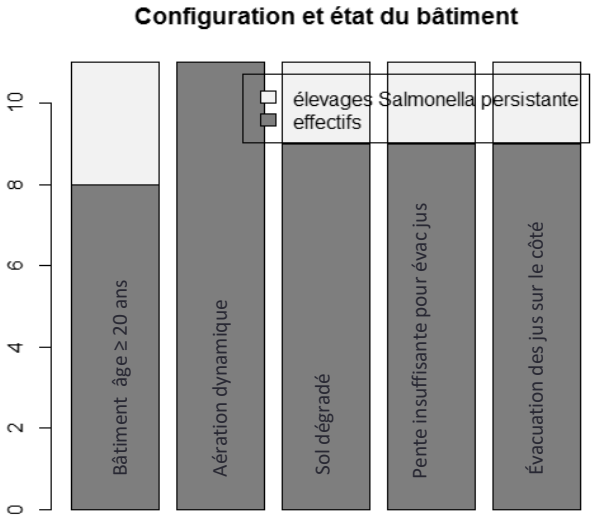

Figure 9 : Configuration des bâtiments des élevages à *Salmonella* persistante

Le questionnaire d'enquête réalisé a permis de vérifier les défauts d'application du nettoyage-désinfection et le respect des mesures de biosécurité au sein des élevages. Sur les 11 élevages où *Salmonella* a persisté, 6 sont à proximité d'une ravine, 7 d'une végétation non entretenue, 8 d'une habitation et 10 d'une culture végétale et notamment de canne à sucre. Parmi eux, 8 bâtiments ont plus de 20 ans, tous ont une aération dynamique, 9 ont un sol dégradé, 9 ne possèdent pas de pente suffisante pour l'évacuation des effluents et 9 évacuent leur jus de lavage sur le côté du bâtiment.

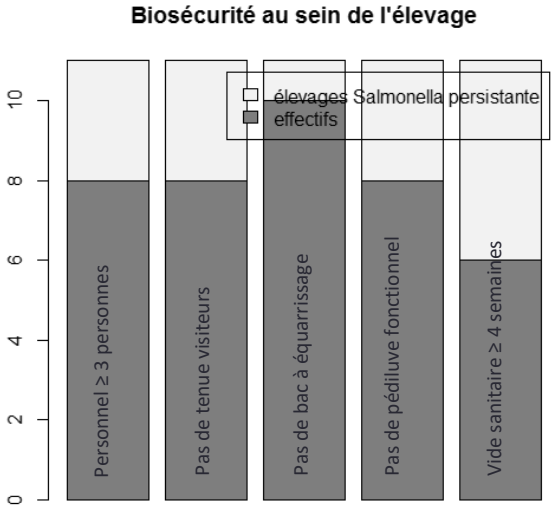

Figure 10 : Biosécurité dans les élevages à *Salmonella* persistante

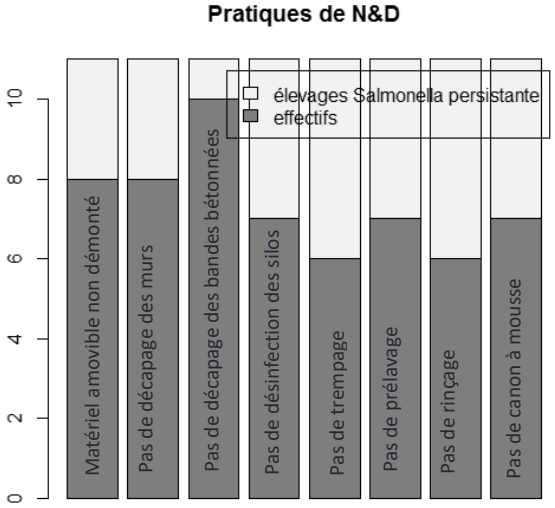

Figure 11 : Pratiques de N&D dans les élevages à *Salmonella* persistante

De plus, chez 8 d'entre eux, plus de 3 personnes travaillent dans l'exploitation, 8 ne possèdent pas de tenue spécifique pour les visiteurs, 8 n'ont pas de pédiluve fonctionnel, 10 n'ont pas de bac à équarrissage et 6 ont une période de vide sanitaire dépassant les 4 semaines.

Enfin, 8 éleveurs déclarent ne pas démonter le matériel amovible pour le N&D, 8 ne pas faire le décapage des murs, 10 le décapage des bandes bétonnées, 7 ne font pas la désinfection des silos, 6 ne font pas de trempage, 7 de prélavage, 6 de rinçage et 7 n'utilisent pas le canon à mousse.

4.5 Facteurs de risque de la persistance de Salmonella dans les élevages

Le libellé des variables en annexe B présente chacune des variables analysées pour les 46 exploitations. Sur 82 variables analysées, 24 variables ont été gardées suite à l'analyse univariée entre les variables explicatives et la persistance de *Salmonella* (p-value<0.2) :

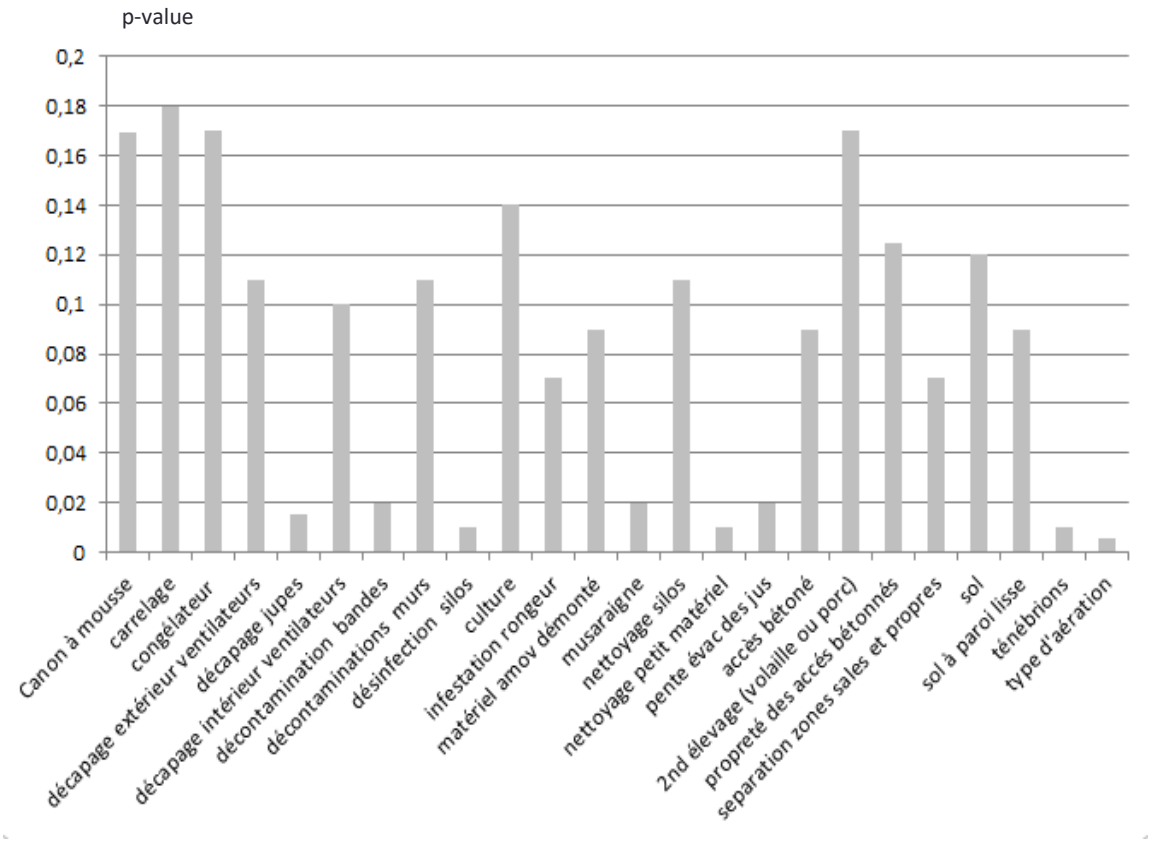

Figure 12 : Analyse univariée : variables p-value < 0.2

Le modèle de régression logistique multiple a mis en évidence la présence de ténébrions dans l'exploitation comme facteur de risque de la persistance de *Salmonella* dans les élevages de poulets de chair (OR=19.49). En effet, des ténébrions infestent 82% des élevages à *Salmonella* persistante et 50% des 46 élevages étudiés. Par ailleurs, la présence de ténébrions est corrélée à la présence de musaraignes (p=0.01).

Deux facteurs sont également associés à la persistance de *Salmonella*, la propreté des accès bétonnés (OR=0.3) et la désinfection des silos (OR=0.13). La propreté des accès bétonnés et la désinfection des silos sont considérés comme facteurs protecteurs et permettent de lutter contre la persistance de *Salmonella*. Sur les 11 élevages à *Salmonella* persistante, 64% ont des accès bétonnés propres, contre 80% pour la totalité des élevages. Cette variable est corrélée à la présence d'une pente suffisante pour l'évacuation des effluents (p=0.02) et à la présence d'une séparation zone propre et zone sale (p=0.004). La désinfection des silos n'est réalisée que pour 36% des élevages à *Salmonella* persistante et pour 67% des 46 élevages. Cette variable est corrélée au nettoyage des silos (p=0.0001).

Tableau 3 : Analyse des facteurs de risque liés à la persistance de *Salmonella* dans les élevages

Variables	Bandes persistantes (%)	Modèle de régression logistique		
		OR 95%	IC	p-value
propreté des accès bétonnés		0,3	0-0,61	0,023
oui	63,6			
non	36,4			
désinfection des silos		0,13	0,02-0,99	0,049
oui	36,4			
non	63,6			
ténébrions		19,49	1,36-279,88	0,029
oui	81,8			
non	18,2			

4.6 Niveau d'infestation des nuisibles

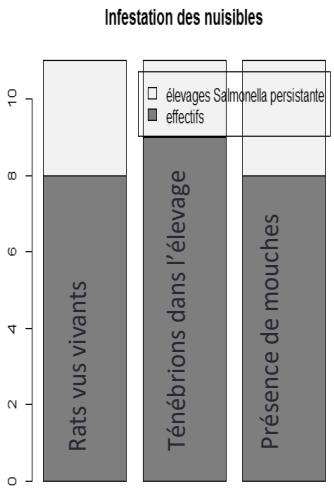

Figure 13 : Infestation des nuisibles dans les élevages à *Salmonella* persistante

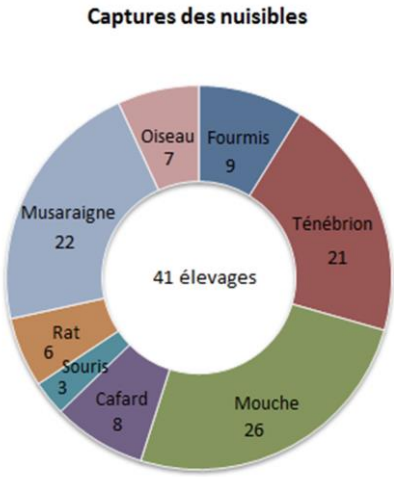

Figure 14 : Effectifs des captures des nuisibles

Le questionnaire d'enquête réalisé a permis de constater le niveau d'infestation de la faune péridomestique présente à proximité des exploitations. Sur les 11 élevages où *Salmonella* est persistante, 8 éleveurs déclarent voir régulièrement des rats vivants dans l'exploitation, 9 bâtiments sont infectés par les ténébrions et 8 infectés par les mouches. Afin d'identifier leur rôle sur la persistance de *Salmonella* dans les élevages, des nuisibles ont été capturés à l'intérieur et aux abords des bâtiments d'élevage. Au total, 102 nuisibles piégés ont pu être analysés représentant 26 lots de mouches (*Musca domestica domestica*, *Stomoxys calcitrans L. et Stomoxys niger niger)*, 22 musaraignes (*Suncus murinus)*, 21 lots de petits ténébrions (*Alphitobius diaperinus*), 9 lots de fourmis, 8 cafards (*Periplaneta amaricana*), 7 oiseaux (moineau domestique ou *Passer domesticus*), 6 rats (*Rattus rattus* et *Rattus norvegicus*) et 3 souris (*Mus musculus*). Ces captures sont réparties sur 41 élevages, aucun nuisible ayant été capturé pour les 5 autres exploitations.

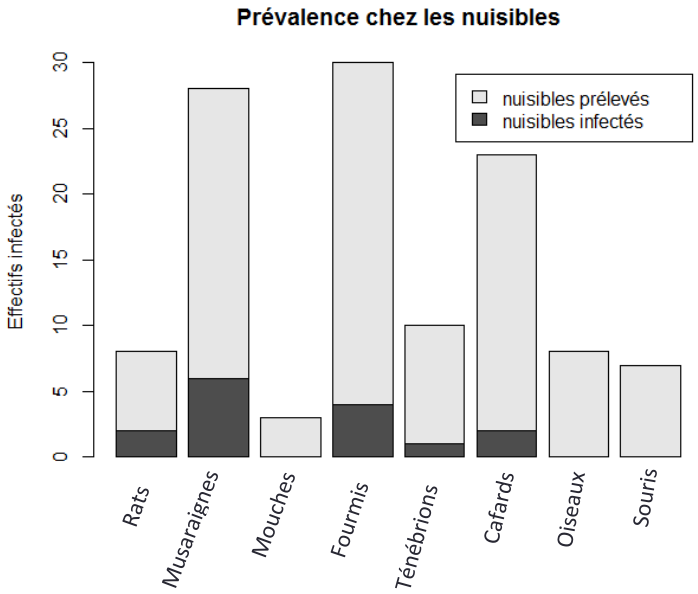

Figure 15 : Effectifs des nuisibles infectés

Sur les 102 analyses, 14.7% (15 sur 102 ; IC95% = [7.8 ; 21.6]) sont positives en *Salmonella*. Les rats et les musaraignes sont les plus infectés avec des prévalences respectives de 33.3% (2 sur 6 ; IC95% = [0 ; 71.0]) et de 27.3% (6 sur 22 ; IC95% = [8.7 ; 45.9]). Chez les souris, aucune analyse n'est positive sur 3 captures. Les sérotypes isolés chez les rats et les musaraignes sont *S.*Typhimurium, *S.*Newport et *S.*Weltevreden.

Les mouches sont infectées pour 15.4% (4 sur 26 ; IC95% = [1.5 ; 29.3]) des captures avec les sérotypes *S.*Enteritidis, *S.*Typhimurium et *S.*Weltevreden. Les fourmis sont positives pour 11.1% (1 sur 9 ; IC95% = [0 ; 31.6]) des prélèvements avec le sérotype *S.*Weltevreden. Les ténébrions ont une prévalence de 9.5% (2 sur 21 ; IC95% = [0 ; 22]) avec les sérotypes *S.*Livingstone et *S.*Newport. Enfin, aucune analyse n'est positive pour les prélèvements de cafard (8 captures) et d'oiseau (7 captures).

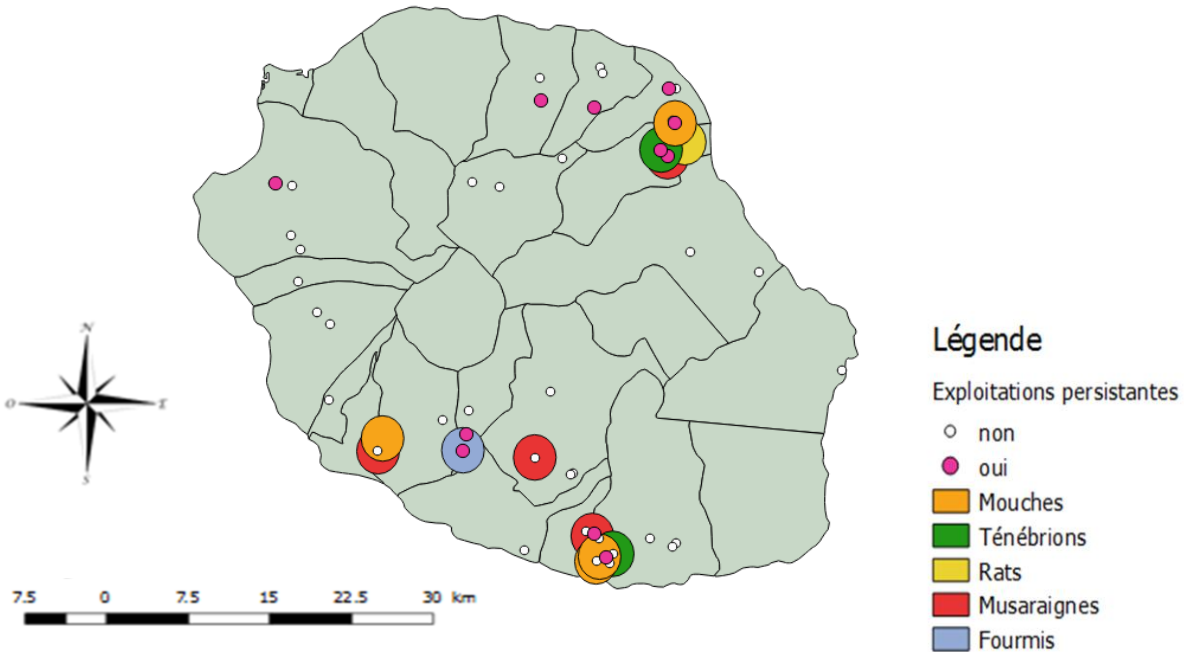

Figure 16 : Localisation des nuisibles infectés par commune

La répartition géographique des différents nuisibles infectés se concentre sur deux zones, soit le Sud et l'Est de l'île. En effet, les rats et musaraignes infectés sont retrouvés sur les communes de l'Etang-Salé, du Tampon et de Petit-Ile dans le Sud, ainsi que sur la commune de Bras-Panon dans l'Ouest de l'île.

Par ailleurs, sur la commune de l'Entre-deux, un lot de fourmis est positif. Un lot de ténébrions positifs est retrouvé à Saint-Joseph, ainsi qu'à Bras-Panon. Enfin, un lot de mouches est infecté à l'Etang-Salé, deux lots à Saint-Joseph, ainsi qu'un lot sur la commune de Saint-André.

La carte ci-dessus représente également la localisation des 11 exploitations où *Salmonella* persiste avant et après le nettoyage et la désinfection des bâtiments. Sur ces 11 exploitations, 5 ont des nuisibles infectés à l'intérieur ou aux abords du bâtiment d'élevage et 8 se retrouvent dans les mêmes communes où les nuisibles sont infectés.

Discussion

Cette étude est avant tout basée sur la volonté des éleveurs à y participer. Une trentaine d'éleveurs craintifs de la répercussion de ces résultats n'ont pas souhaité collaborer à l'étude.

5.1 Prévalence et persistance de Salmonella spp. dans les élevages de volailles

La prévalence de *Salmonella* obtenue pour les bandes de volailles étudiées est de 27.3%, légèrement supérieure à celle retrouvée dans une étude antérieure avec une prévalence de 21% (Henry *et al*., 2011).

Entre les deux premières visites, la prévalence diminue très faiblement malgré le nettoyage et la désinfection du bâtiment passant de 34.8% à 28.3%. Les études réalisées par Marin *et al*. (2011) et par Rose *et al* (2000) ont déjà montré un manque d'efficacité du N&D dans les élevages avicoles avec des prévalences respectives de 20% et 38.4%. Une amélioration du protocole de N&D utilisé par ces éleveurs, notamment concernant le nettoyage extérieur des bâtiments, des petits matériels et l'utilisation d'outils spécialisés comme le canon à mousse ou le nettoyeur HP, est donc nécessaire pour une élimination efficace de *Salmonella* dans les exploitations avicoles.

Après le nettoyage et la désinfection, la prévalence diminue suite au dépôt de la litière et la mise en place des poussins avec des prévalences respectives de 28.3%, 17.4% et 18.2%. Ces résultats s'expliquent en raison d'un contrôle bactériologique des abords extérieurs du bâtiment et des sas d'entrée uniquement réalisés en deuxième visite. Effectivement, les abords extérieurs et les sas de 10 élevages sont souvent plus infectés par *Salmonella* que l'intérieur du bâtiment lui-même.

Enfin, la prévalence semble augmenter à la fin du cycle d'élevage, passant de 18.2% à la mise en place des poussins à 27.3% la veille de leur départ à l'abattage.

D’une manière générale, on observe une persistance de *Salmonella* avant et après le nettoyage-désinfection des locaux pour 24% des élevages étudiés. L’importance du statut sanitaire de la bande précédente avait été évoquée comme un facteur de risque dans différentes études menées dans des régions chaudes (Cardinale *et al*., 2004) et de régions tempérées (Marin *et al*., 2011 , Namata *et al*., 2009).

Il est important de noter que certaines zones abritant fils électriques et autres matériaux restent difficiles à nettoyer et constituent des réservoirs de la bactérie. L'étude menée par Namata *et al*. (2009) a montré une augmentation du risque dans les élevages qui disposent d’une antichambre et dont la bande antérieure était déjà infectée. Il est donc fondamental de maintenir ces zones propres et de les soumettre de façon rigoureuse au protocole de N&D.

De plus, les mesures de biosécurité au sein de l’élevage ne sont pas suffisantes. Elles entrainent par conséquent des contaminations des abords extérieurs et des sas d’entrée vers l’intérieur du bâtiment d’élevage.

5.2 Diversité des sérotypes Salmonella

Une diversité de 8 sérotypes infecte les 46 exploitations avicoles étudiées. Le sérotype prédominant est *S*.Livingstone avec 26% de prélèvements positifs. Celui-ci a déjà été identifié à La Réunion dans des études antérieures avec une prévalence de 15% (Henry *et al.*, 2008). *S*.Newport est retrouvé dans 21% des prélèvements. Concernant les deux sérovars réglementés, *S*.Typhimurium est à forte prévalence avec 16% de prélèvements positifs. *S*.Enteritidis est beaucoup moins fréquent avec 1.1% de prélèvements infectés. Enfin, *S*.Weltevreden qui est retrouvé dans 14% des prélèvements, a été responsable pour la première fois de TIAC en 2008 à La Réunion (Henry et *al.*, 2008; D’Ortenzio *et al*., 2008).

5.3 Mesures de biosécurité et protocole de N&D

L'état général du bâtiment d'élevage influence le risque de persistance de *Salmonella*. La majorité des élevages où *Salmonella* persiste sont des élevages créés il y a plus de 20 ans, ont un sol dégradé et ne possède pas de carrelage. La présence de fissures dans les surfaces du bâtiment rend difficile le nettoyage et la désinfection et elles constituent des réservoirs pour l'entérobactérie (Mueller Doblies *et al.*, 2010). Des pratiques hygiéniques nouvelles sont donc à adopter dans ces élevages.

L'entretien et la biosécurité à l'extérieur du bâtiment d'élevage :

Les activités agricoles sont denses aux alentours des exploitations avicoles, 35% des éleveurs de cette étude font également de l'élevage porcin et 80% ont une production végétale.

Les analyses statistiques du questionnaire montrent qu'une application des mesures de biosécurité et de N&D entrepris dès l'extérieur des bâtiments d'élevage limiterait la persistance de *Salmonella* dans les élevages. Effectivement, la présence d'un accès bétonné à l'entrée de l'exploitation, la présence de cultures et la production d'autres élevages de volailles ou de porcs sont des variables explicatives significatives de la persistance de *Salmonella*. D'ailleurs, le modèle de régression multiple confirme que la propreté des accès bétonnés, corrélé à la présence d'une pente pour l'évacuation des jus de lavage, est un facteur protecteur de la persistance de *Salmonella* dans ces élevages (OR=0.3). La désinfection des silos, corrélée au nettoyage des silos est également identifiée comme un facteur protecteur limitant la persistance de *Salmonella* (OR=0.13). Cependant, les résultats obtenus pour ces deux dernières variables sont à modérer, si des éleveurs déclarent faire un nettoyage et une désinfection des silos, seuls quelques-uns procèdent au nettoyage complet des parois intérieures et beaucoup se contentent d'un traitement fumigène.

Il est également important de ne pas entretenir les contaminations extérieures. En effet, la plupart des élevages où *Salmonella* persiste ne disposent pas de bac à équarrissage, n'évacuent pas leur jus de lavage directement à l'intérieur des bâtiments et sont à proximité de ravine, de végétation non entretenue et d'habitation.

Afin de limiter les contaminations de l'extérieur vers l'intérieur des bâtiments, la durée du vide sanitaire ne doit pas excéder 3 semaines et un nombre de personnel restreint doit y circuler. Il est notamment indispensable que les visiteurs se munissent d'une tenue spécifique et se désinfecte les bottes au moyen d'un pédiluve ou de tout autre moyen désinfectant efficace. Il est donc indispensable d'avoir un sas d'entrée séparant la zone sale de la zone propre. Des études réalisées par Cardinale *et al*. (2004) et par Le Bouquin *et al*. (2000) considèrent l'aide apportée par le voisinage pour la mise en place des poussins comme un facteur de risque d'introduction de *Salmonella*.

Par ailleurs, les élevages de l'île étant fournis en aliment, en litière et en poussins par des sociétés communes, une station de désinfection pour les véhicules entrant dans l'exploitation est essentielle pour limiter l'introduction de la bactérie. Dans notre étude, tous les prélèvements d'aliments et de fond de caisse sont négatifs en *Salmonella* spp.. Selon Torres *et al.* (2011), l'aliment peut être une voie de transmission de la bactérie. Dans l'étude de Marin *et al.* (2011) l'aliment présent dans les mangeoires est davantage contaminé par le contact direct avec la poussière du poulailler. Quant aux fonds de caisse, le seul couvoir de l'île ne semble pas être infecté par l'entérobactérie.

Enfin, *Salmonella* est isolée dans deux prélèvements de litière. Dans le premier, le même sérotype est également retrouvé sur pédichiffonnette, indiquant une contamination du sol. En revanche, dans le second, *S.*Livingstone n'est retrouvée que dans les copeaux, laissant comme hypothèse une contamination lors de son transport ou de son stockage.

Le nettoyage, la désinfection et la biosécurité dans les élevages :

Une étude faite par Chinivasagam *et al.* (2009) montre le transfert de la bactérie entre litière/poussière/air par la circulation de l'air dans le poulailler. Si le type d'aération dynamique majoritairement présent dans les élevages réunionnais augmente le transport de la bactérie sous forme aérosol, des pratiques hygiéniques rigoureuses permettraient de limiter les contaminations.

En effet, le nettoyage systématique du système de ventilation permettrait d'éliminer les poussières accumulées. Divers auteurs constatent que la poussière peut être un important réservoir de *Salmonella* entre les bandes (Marin *et al*., 2011 et Mueller Doblies *et al*., 2010).

Dans notre étude, le décapage extérieur et intérieur des ventilateurs sont des variables explicatives significatives de la persistance de *Salmonella*.

De plus, tous les matériels amovibles et notamment les pipettes et les mangeoires doivent être démontés, nettoyés et désinfectés.

Le décapage du bâtiment doit être complet et l'utilisation d'un nettoyeur à haute pression à débit de 10/20 L/min est recommandée. Les analyses statistiques révèlent que le décapage intérieur total du bâtiment, des jupes et des murs constituent de potentiels facteurs de protection vis-à-vis de la persistance de *Salmonella*.

De plus, les étapes de prélavage et de trempage doivent obligatoirement faire partie des pratiques de N&D. Celles-ci sont indispensables pour une utilisation efficace des désinfectants. Un rinçage complet du bâtiment doit suivre l'étape de désinfection. L'utilisation d'outils spécialisés comme le nettoyeur à haute pression ou le canon à mousse permet d'éliminer efficacement les matières organiques et est indispensable à la rupture de la structure tridimensionnelle des biofilms bactériens. Divers auteurs (Davies and Wray, 1995 ; Moretro *et al.* 2009) démontrent une diminution de l'efficacité des désinfectants utilisés sur des surfaces couvertes de matières organiques et inorganiques.

Si 64% des élevages où *Salmonella* persiste ne sont pas désinfectés par un canon à mousse, la grande majorité des éleveurs dispose d'un nettoyeur à haute pression. En revanche, le débit et la pression de leurs équipements sont au-dessous des seuils recommandés.

D'autre part, il n'existe pas d'association entre la persistance de la bactérie et le type de produit désinfectant utilisé. Les études portées par Marin *et al*. (2011) et Gradel et Rattenborg (2003) soutiennent ce résultat. La majorité des éleveurs utilisent des produits désinfectants qui combinent le glutaraldehyde et les ammoniums quaternaires. D'autres études montrent l'efficacité des produits qui mélangent le formaldéhyde, le glutaraldehyde et les ammoniums quaternaires contre *Salmonella* (Mueller-Doblies *et al*., 2010, Davies *et al.*, 2001).

En revanche, les produits à base de peroxyde d'hydrogène et d'acide peracétique sont inactivés par la présence de matières organiques, d'où l'importance d'un bon décapage. Certains facteurs comme les conditions d'application, le temps de contact et la qualité de l'eau peuvent aussi influencer l'efficacité du désinfectant (Russel *et al*., 2004). Cependant, dans

notre étude, un manque d'information relatif au dosage des produits et à leur condition d'application de la part des éleveurs n'a pas permis de les évaluer.

5.4 Les nuisibles dans la transmission de Salmonella

Les résultats obtenus montrent le rôle de la faune péri-domestique dans l'épidémiologie de *Salmonella*. Les nuisibles introduiraient mécaniquement ou biologiquement la bactérie dans les exploitations.

D'une manière générale, c'est une prévalence de 15% qui est retrouvée chez les nuisibles. Ces chiffres sont en accord avec ceux retrouvés dans les études de Tessier *et al.* (2016) et Marin *et al*. (2011) avec des prévalences respectives de 12% et 14%. De plus, près de la majorité des élevages à *Salmonella* persistante ont des nuisibles infectés par l'entérobactérie. La répartition géographique des élevages à *Salmonella* persistantes avec les nuisibles infectés se concentre sur le Sud et l'Est de l'île, notamment sur les communes de Saint-Joseph, Petit-Ile, Étang-Salé, Bras-Panon et Saint-André.

Le rôle des rongeurs et des musaraignes dans la transmission de *Salmonella* :

La prévalence la plus forte est obtenue chez les rats avec 33% et chez les musaraignes avec 27%. Par contre, aucune contamination n'est observée chez les souris. Cependant, il faut noter le manque de capture de rats et de souris, même si la majorité des éleveurs touchés par la persistance de *Salmonella* dans leurs élevages déclare voir régulièrement des rats vivants aux alentours de l'exploitation.

Selon une étude publiée par Davies et Wray (1996), les rongeurs peuvent excréter des crottes contaminées deux mois après l'infection et *Salmonella* peut survivre plus de six mois à l'extérieur du poulailler. La transmission de bactérie chez les rongeurs peut se faire lors de contact avec les fientes de volailles déjà contaminées ou avec d'autres animaux de la faune sauvage. Dans notre étude, le sérotype *S.*Newport est isolé chez un rat et une musaraigne dans un élevage persistant contaminé par le même sérotype.

Il faut noter le manque de prise de conscience d'une lutte efficace contre les rongeurs et les musaraignes pour limiter la persistance de *Salmonella* dans les élevages. En effet, la plupart des éleveurs rencontrés ne reconnaissent pas les rats comme un vecteur de *Salmonella*,

mais uniquement comme un inconvénient pour la perte d'aliment et les dommages structuraux.

De plus, la proximité des bâtiments d'élevage avec les champs de canne à sucre (Henry *et al.*, 2008) amplifie les risques d'infections. Après les récoltes, les rongeurs migrent vers les poulaillers pour la recherche d'aliment. D'autre part, la résistance de rongeurs aux rodenticides accentue les difficultés de lutte (Esther *et al*., 2014).

Le rôle des insectes dans la transmission de *Salmonella* :

La prévalence obtenue chez les mouches est de 15%. Ce résultat concorde avec celui obtenu par Martin *et al*. (2011), soit 13.6%. Les mouches peuvent être considérées comme des vecteurs mécaniques ou biologiques de pathogène. D'ailleurs, l'étude réalisée par Pava-Ripoll *et al.* (2012) a démontré que les mouches portent trois fois plus de bactéries dans leur tractus digestif que les surfaces environnementales. Ainsi, elles peuvent disséminer la salmonelle au moyen de la régurgitation et de la défécation entre des bandes de volailles consécutives. Dans notre étude, *S.*Typhimurium a été détectée dans un prélèvement de mouche d'un élevage persistant contaminé par le même sérotype. Sur les trois autres élevages où les mouches sont infectées, le sérotype n'a pas été isolé à l'intérieur des bâtiments.

La présence de ténébrions (*Alphitobius diaperinus*) dans les poulaillers augmente fortement le risque de persistance des salmonelles dans les élevages (OR=19.49). Ces résultats sont en accord avec la littérature. Crippen *et al.*, (2012) ont démontré qu'après seulement deux heures d'exposition, les ténébrions pouvaient acquérir la bactérie de l'environnement et la disséminer dans le poulailler durant 12 jours. Dans les conditions réelles, cette exposition étant davantage prolongée, elle favorise la dispersion de la bactérie pouvant dépasser la période du vide sanitaire. De plus, *Salmonella* peut survivre à la métamorphose des larves de ténébrion vers la forme adulte.

Cependant, nous avons détecté *Salmonella* dans les ténébrions de deux élevages uniquement. Les pédichiffonnettes de ces élevages sont également sorties positives en première visite. C'est pourquoi, nous pouvons supposer que les ténébrions aient joué un rôle de vecteur mécanique de l'entérobactérie dans des bâtiments déjà infectés. L'étude portée par Skov *et al.* (2004) a montré que la transmission de *S.*Indiana entre des bandes consécutives coïncide avec la présence de ténébrions contaminés pendant le vide sanitaire. Roche *et al.* (2009) ont observé que l'ingestion des larves ou des adultes de ténébrions par des poulets de chair peut être une voie de transmission. Le contrôle de la population de ténébrions au sein des poulaillers est difficilement réalisable par les éleveurs. L'étude menée par Lambkin et Furlong (2011) démontre l'importante résistance des ténébrions aux pyréthrinoïdes, notamment à la cyfluthrine, la substance active la plus commune dans les produits insecticides utilisés par les éleveurs. La résistance à ces substances peut être l'une des causes qui rend difficile l'élimination des ténébrions. A cela, s'ajoutent le mauvais état des bâtiments et la présence de gîtes potentiels pour les insectes qui s'y abritent durant la désinsectisation.

Aucun résultat positif n'est obtenu chez les cafards. Pourtant, dans l'étude menée par Tessier *et al.* (2016), 25% de cafards infectés sont retrouvés aux alentours des porcheries de La Réunion. Ce résultat peut s'expliquer par le manque de capture de cafards adulte lors de notre étude.

Enfin, chez les fourmis, un seul prélèvement est positif avec *S.*Weltevreden. Dans l'étude menée par Pesquero *et al.*, (2008), moins de 5% de fourmis contaminées ont été retrouvées dans un hôpital brésilien. Une étude argentine réalisée dans des élevages de caprins laitiers confirme le même résultat (Ipinza-Regla *et al.*, 2015).

Le rôle des oiseaux dans la transmission de *Salmonella* :

Chez les oiseaux, peu de captures sont faites et tous les prélèvements sont négatifs en *Salmonella spp*. Tessier *et al.* (2016) ont obtenu une prévalence de 3.2% chez les oiseaux retrouvés à proximité des élevages de porcs de La Réunion. Healing et Greenwood (1991) n'ont également pas isolé la bactérie chez les oiseaux du sud-est du Royaume-Uni. En Norvège, Kapperud et Rosef (1983) ont obtenu une faible prévalence de 0.8%. Une nouvelle méthode de capture à proximité des élevages pourrait être testée pour l'évaluation de l'infection.

Conclusion et perspectives

Cette étude met en évidence les facteurs de risque et les facteurs protecteurs de la persistance de *Salmonella* dans les élevages de poulets chair à La Réunion. Si la présence de ténébrions est un facteur de risque de la persistance de *Salmonella* dans les élevages, d'autres faunes péri-domestiques, tels que les rongeurs, les musaraignes et les mouches peuvent également faciliter la transmission du germe. De plus, la propreté des accès bétonnés extérieurs et la désinfection des silos sont des facteurs protecteurs contre la persistance de *Salmonella* dans les élevages. Des mesures sont à mettre en place dans la filière avicole réunionnaise pour diminuer les prévalences de *Salmonella* tout au long du cycle d'élevage. Le nettoyage-désinfection des locaux d'élevage entre deux lots consécutifs de volailles doit être fait minutieusement sans oublier les accès bétonnés et les silos et un soin particulier doit être apporté aux dosages des produits utilisés. Les mesures de biosécurité et d'hygiène doivent être respectées par l'éleveur, le personnel qui travaille sur le site et l'ensemble des visiteurs de l'exploitation. De plus, des moyens de lutte contre les rongeurs, les musaraignes, les mouches, les ténébrions et autres faunes péri-domestiques doivent s'intégrer au dispositif de lutte. Ces opérations doivent non seulement être améliorées à l'échelle de l'élevage mais doivent s'intégrer dans une lutte globale contre *Salmonella* à l'échelle de l'île. Des programmes de formation destinés aux éleveurs par les coopératives et le Groupement de Défense Sanitaire de La Réunion pourraient être envisagés.

En perspective de cette étude, le génotypage des souches permettrait de confirmer que les souches persistantes sont de génome identique et de comparer les profils génétiques des salmonelles isolées dans l'élevage par rapport à celles isolées sur les nuisibles.

Enfin, le questionnaire d'enquête peut être amélioré en incluant l'évaluation de l'efficacité des désinfectants, par un suivi des produits utilisés, des dosages, des conditions d'application et du type de stockage, ainsi qu'en évaluant de manière plus stricte le nettoyage et la désinfection des silos.

Références bibliographiques

Akaike, H. (1974). A new look at the statistical model identification. IEEE transactions on automatic control, 19(6), 716-723.

Bellatif, M. F. (1994). Etude expérimentale de la colonisation du poulet par *Salmonella* enteritidis type phagique 4 (Doctoral dissertation, Poitiers).

Bergeron N. (2009). Caractérisation phénotypique et génotypique d'isolats de *Salmonella* Typhimurium provenant de porcs sains ou septicémiques. Thèse de doctorat d'université de Montréal. p :8.

Cardinale, E., Tall, F., Guèye, E.F., Cisse, M., Salvat, G. (2004). Risk factors for *Salmonella enterica subsp. enterica* infection in senegalese broiler-chicken flocks. Prev. Vet. Med. 63, 151–161.

Chinivasagam, H.N., Tran, T., Maddock, L., Gale, A., Blackall, P.J., (2009). Mechanically ventilated broiler sheds: a possible source of aerosolized *Salmonella*, *Campylobacte*r, and *Escherichia coli*. *Applied and environmental microbiology*, 75(23), 7417-7425.

Choo, L. C., Saleha, A. A., Wai, S. S., & Fauziah, N. (2011). Isolation of *Campylobacter* and *Salmonella* from houseflies (Musca domestica) in a university campus and a poultry farm in Selangor, Malaysia. Tropical biomedicine, 28 (1), 16-20.

Christmann, D., Staub, T., & Hansmann, Y. (1992). Manifestations extra-digestives des salmonelloses. Médecine et maladies infectieuses, 22, 289-298.

Crippen, T.L., Zheng, L., Sheffield, C.L., Tomberlin, J.K., Beier, R.C., Yu, Z., (2012). Transient gut retention and persistence of *Salmonella* through metamorphosis in the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae). J. Appl. Microbiol. 112, 920–926.

Davies, R., Breslin, M., Corry, J.E.L., Hudson, W., Allen, V.M., (2001). Observations on the distribution and control of *Salmonella* species in two integrated broiler companies. Veterinary Record 149, 227–232.

Davies, R.H., Wray, C., (1995a). Observations on disinfection regimens used on *Salmonella* enteritidis infected poultry units. *Poultry science*, 74(4), 638-647.

Davies, R.H., Wray, C., (1995b). Mice as carriers of *Salmonella* enteritidis on persistently infected poultry units. *The Veterinary Record*, 137(14), 337-341.

Davies, R. H., & Wray, C. (1996). Persistence of *Salmonella* enteritidis in poultry units and poultry food. *British poultry science*, 37(3), 589-596.

D'Ortenzio, E., Weill, F.X., Ragonneau, S., Lebon, J.A., Renault, P., Pierre, V., (2008). First report of a *Salmonella enterica serovar* Weltevreden outbreak on Reunion Island, France, August 2007. *Euro surveillance,* 13(32), 717-727.

Esther, A., Endepols, S., Freise, J., Klemann, N., Runge, M., Pelz, H.-J., (2014). [Rodenticide resistance and consequences]. Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz 57, 519–523.

European Food Safety Authority, European Centre for Disease Prevention and Control, (2015). The European Union summary report on trends and sources of zoonoses, zoonotic agents and food-borne outbreaks in 2014. EFSA Journal 2015; 13(12):4329.

Feng, Y., Liu, J., Li, Y.-G., Cao, F.-L., Johnston, R.N., Zhou, J., Liu, G.-R., Liu, S.-L., (2012). Inheritance of the *Salmonella* virulence plasmids: mostly vertical and rarely horizontal. Infect. Genet. Evol. 12, 1058–1063.

George, M. G., Julia, A. B., & Timothy, G. L. (2001). Bergey's manual of systematic bacteriology. Department of Microbiology and Molecular Genetics, Michigan State University, East Lansing, MI, 48824-4320.

Gradel, K.O., Rattenborg, E., (2003). A questionnaire-based, retrospective field study of persistence of *Salmonella* Enteritidis and *Salmonella* Typhimurium in Danish broiler houses. *Preventive veterinary medicine*, 56(4), 267-284.

Griffith, R.W., Schwartz, K.J. & Meyerholz, D.K. (2006). *Salmonella*, In: Diseases of swine, Straw, B.E., Zimmerman, J.J., D´Allaire, S. & Taylor, D.J., pp. 739–754, Blackwell Publishing, ISBN-13 : 978-0-8138-1703-3, Ames, Iowa, USA

Grimont, P. A., & Weill, F. X. (2007). Antigenic formulae of the *Salmonella* serovars. Paris, France: WHO Collaborating Centre for Reference and Research on *Salmonella*.

Grimont, P. A. D., F. Grimont, and P. Bouvet. (2000). Taxonomy of the genus *Salmonella*, p. 1-17. In A. Wray, C. Wray (ed.), *Salmonella* in domestic animals. CABI Publishing, New York.

Healing, T.D., Greenwood, M.H., (1991). Frequency of isolation of *Campylobacter* spp., *Yersinia* spp. and *Salmonella* spp. from small mammals from two sites in Southern Britain. Int J Environ Health Res 1, 54–62.

Henry I., Reichardt J., Denis M., Cardinale E. (2011). Prevalence and risk factors for *Campylobacter* spp. in chicken broiler flocks in Reunion Island (Indian Ocean). Prev Vet Med 100(1) , 64-70.

Ipinza-Regla, J., Gonzalez, D., & Figueroa, G. (2015). Argentine ant Linepithema humile Mayr, 1868 (Hymenoptera: Formicidae) and its role as a possible vector of microbial contamination in a dairy goat farm Capra hircus Linnaeus, 1758 (Artiodactyla: Bovidae). *Archivos de Medicina Veterinaria*, 47(3), 317-323.

Kapperud, G., Rosef, O., (1983). Avian wildlife reservoir of Ca*mpylobacter fetus subsp. jejuni*, *Yersinia* spp., and *Salmonella* spp. in Norway. Appl. Environ. Microbiol. 45, 375–380.

Korsak N., Clinquart A., Daube G. ,(2004). *Salmonella* spp. dans les denrées alimentaires d'origine animale : un réel problème de santé publique. Ann. Méd. Vét., 2004, 148, 174-193.

Lambkin, T.A., Furlong, M.J., (2011). Metabolic mechanisms only partially explain resistance to pyrethroids in Australian broiler house populations of lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae). J. Econ. Entomol. 104, 629–635.

Le Bouquin, S., Allain, V., Rouxel, S., Petetin, I., Picherot, M., Michel, V., Chemaly, M., (2010). Prevalence and risk factors for *Salmonella* spp. contamination in French broiler-chicken flocks at the end of the rearing period. Prev. Vet. Med. 97, 245–251.

Leclerc, J. M. (2014). Rôle du régulateur Fur et des petits ARN non codants RfrA et RfrB dans l'homéostasie du fer et la virulence de *Salmonella*.

Le Minor, L., Beaud, R., Laurent, B., & Monteil, V. (1985). Etude des *Salmonella* possedant les facteurs antigeniques 6, 7: c: 1, 5. In Annales de l'Institut Pasteur/Microbiologie (Vol. 136, No. 2, pp. 225-234). Elsevier Masson.

Luyckx, K. Y., Van Weyenberg, S., Dewulf, J., Herman, L., Zoons, J., Vervaet, E., ... & De Reu, K. (2015). On-farm comparisons of different cleaning protocols in broiler houses. Poultry science, 94(8), 1986-1993.

Marin, C., Balasch, S., Vega, S., Lainez, M., (2011). Sources *of Salmonella* contamination during broiler production in Eastern Spain. *Preventive veterinary medicine*, 98(1), 39-45.

Meerburg, B. G., Jacobs-Reitsma, W. F., Wagenaar, J. A., & Kijlstra, A. (2006). Presence of *Salmonella* and *Campylobacter* spp. in wild small mammals on organic farms. Applied and Environmental Microbiology, 72(1), 960-962.

Moreno Switt, A. I., Soyer, Y., Warnick, L. D., & Wiedmann, M. (2009). Emergence, Distribution, and Molecular and Phenotypic Characteristics of *Salmonella enterica* Serotype 4, 5, 12: i:–. Foodborne pathogens and disease, 6(4), 407-415.

Møretrø, T., Vestby, L.K., Nesse, L.L., Storheim, S.E., Kotlarz, K., Langsrud, S., (2009). Evaluation of efficacy of disinfectants against *Salmonella* from the feed industry. J. Appl. Microbiol. 106, 1005–1012.

Mueller-Doblies, D., Carrique-Mas, J.J., Sayers, A.R., Davies, R.H., (2010). A comparison of the efficacy of different disinfection methods in eliminating *Salmonella* contamination from turkey houses. J. Appl. Microbiol. 109, 471–479.

Namata, H., Welby, S., Aerts, M., Faes, C., Abrahantes, J.C., Imberechts, H., Vermeersch, K., Hooyberghs, J., Méroc, E., Mintiens, K., (2009). Identification of risk factors for the prevalence and persistence of *Salmonella* in Belgian broiler chicken flocks. *Preventive veterinary medicine*, 90, 211–222.

Pava-Ripoll, M., Pearson, R.E.G., Miller, A.K., Ziobro, G.C., (2012). Prevalence and relative risk of *Cronobacter* spp., *Salmonella* spp., and *Listeria monocytogenes* associated with the body surfaces and guts of individual filth flies. *Applied and environmental microbiology*, 78 (22), 7891-7902.

Pesquero, M.A., Elias Filho, J., Carneiro, L.C., Feitosa, S.B., Oliveira, M.A.C., Quintana, R.C., (2008). [Ants in a hospital environment and its importance as vector of bacteria]. Neotrop. Entomol. 37, 472–477.

Roche, A.J., Cox, N.A., Richardson, L.J., Buhr, R.J., Cason, J.A., Fairchild, B.D., Hinkle, N.C., (2009). Transmission of *Salmonella* to broilers by contaminated larval and adult lesser mealworms, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae). *Poultry science*, 88 (1), 44-48.

Rose, N., Beaudeau, F., Drouin, P., Toux, J.Y., Rose, V., Colin, P., (2000). Risk factors for *Salmonella* persistence after cleansing and disinfection in French broiler-chicken houses. *Preventive veterinary medicine*, 44, 9–20.

Russell, A.D., (2004). Factors Influencing the Efficacy of Antimicrobial Agents, in: FRCPath, A.P.F.M.B., DSc, P.A.L.Bs., BSc, J.-Y. (Eds.), Russell, Hugo & Ayliffe's Principles and Practice of Disinfection, Preservation & Sterilization. Blackwell Publishing Ltd, pp. 98–127.

Scaria, J., Palaniappan, R. U., Chiu, D., Phan, J. A., Ponnala, L., McDonough, P., ... & Chu, C. (2008). Microarray for molecular typing of *Salmonella enterica* serovars. Molecular and cellular probes, 22(4), 238-243.

Skov, M.N., Spencer, A.G., Hald, B., Petersen, L., Nauerby, B., Carstensen, B., Madsen, M., (2004). The role of litter beetles as potential reservoir for *Salmonella enterica* and thermophilic *Campylobacter* spp. between broiler flocks. Avian Dis. 48, 9–18.

Štukelj M., Vojka Bole-Hribovšek, Jasna Mićunović and Zdravko Valenčak (2012). Use of Isolation and Antibody Detection for *Salmonella* Assessment, *Salmonella* - A Diversified Superbug, Mr. Yashwant Kumar.

Tessier, C., Parama Atiana, L., Lagadec, E., Le Minter, G., Denis, M., Cardinale, E., (2016). Wild fauna as a carrier of *Salmonella* in Reunion Island: Impact on pig farms. Acta Trop. 158, 6– 12.

Torres, G.J., Piquer, F.J., Algarra, L., de Frutos, C., Sobrino, O.J., (2011). The prevalence of *Salmonella enterica* in Spanish feed mills and potential feed-related risk factors for contamination. *Preventive veterinary medicine*, 98, 81–87.

Vandroux, D., Jabot, J., Angue, M., Belcour, D., Galliot, R., Allyn, J., Gaüzère, B.-A., (2014). Chocs septiques à Salmonelles non typhiques chez des patients drépanocytaires à La Réunion. Bull. Soc. Pathol. Exot. 107, 299–301.

Van Immerseel, F., De Buck, J., Boyen, F., Pasmans, F., Bertrand, S., Collard, J. M., ... & Ducatelle, R. (2005). *Salmonella* dans la viande et dans les oeufs: un danger pour le consommateur qui demande la mise en place d'un programme de lutte efficace. In Annales de Médecine Vétérinaire (Vol. 149, No. 1, pp. 34-48). Université de Liège.

Annexes

Annexe A Questionnaire d'enquête.....39
Annexe B Libellé des variables……46

Annexe A : Questionnaire d'enquête en élevage

CONTEXTE DE L'EXPLOITATION						
Nom de l'exploitation ou de l'éleveur						
Localisation						
Altitude	0 à 199m		200 à 499m		500 à 800m	
	800 à 999m		1000 à 1199m		1200 et +	
Environment de exploitation	élevage	Cultures *type*	Friches	Ravines	Habitations	Autres
Types de productions réalisées par l'éleveur	Porcin	Volaille:	Bovin viande	Bovin lait	Petits rumin	Apicult
Effectifs						
Nombre d'actif qui ont accès à l'exp	Autres activités					
BÂTIMENT						
Type / Ventilation statique, dynamique	Obscure statique	Claire à rideau	Ext haute	Monolatérale	Bilatérale basse	Autre
Age des bâtiments						
Etat des bâtiments *M, I, B*						
Surface m2						
Orientation						
	Oui	**Non**	**Type de materiaux**			
Portail et ouverture hermétique						
Etanchéité général du bâtiment						

Entrées/sorties d'air hermétique (vecteurs)			
Présence de réserve de matière organique (fissures...)			
Présence de gouttières sur le bâtiment			
Présence de système de récuperation de flux			
Plafond, mur, sol	**Lisses**	**Dégradés**	
Plafonds			
Murs			
Bas de caisse			
Sols bétonnés			
Présence de system de récuperation de jus			
	Oui	**Non**	**Observations**
Accès			
Présence d'un dispositif de restriction d'accès sur l'éxploitation			
Station de désinfection fonctionnelle des véhicules : avant ou après			
Chemin d'accès bétonné			
Accès au SAS bétonné			
Bandes bétonnées autour du bâtiment			
Accès au portail du bâtiment bétonné			
Propreté des accès bétonnés			
Nuisibles-Rongeurs-Exterieur			
Etat de la végétation aux abords du			

bâtiment			
Présence de gîte potentiel pour les rongeurs			
Présence d'aliment hors cycle (au sol, entrposé à l'air libre)			
Présence d'une lutte contre les rongeurs (boîtes, pare-feu)			
Présence de cadavre de rongeur			
Présence d'excrément rongeur			
Lutte rongeur à chaque vide			
Présence des animaux domestiques			◻ chien ◻chat
Insectes et reptiles			
Equarissage			
Présence d'un bac équarissage à l'exterieur su site (*couvert*)			
Déplacement des cadavres (brouette)			
Borne bétonné pour entreposer le bac			
SAS			
Présence d'un pediluve fonctionnel à l'entrée du SAS/ zone sale prope			
Présence d'un dispositif lave main			◻ Savon ◻robinet au pied
Présence d'un dispositif séparant une zone propre/sale			
Sol et parois lisse			
Présence de tenue pour les visiteurs			
Présence de tenue pour les travailleurs			
Présence d'un congèlateur			les cadavres du bâtiment

Présence materiel non désinfecté			
Présence d'un bac de traitement par l'eau fermé			

Protocole nettoyage-désinfection			
Qui est-ce le responsable ?	◻Eleveur ◻aide exterieur	GDS	Enterprises especialisés
Préparation de la salle			
Matériel amovible			
Matériel amovible démonté et nettoyé manuellement (assiettes, abreuvoirs)		◻oui ◻non	
Détergence		Dosage : ◻Ok ◻Sur-dosage ◻Sous-dosage	
Rinçage		◻oui ◻non	
Désinfection		◻Ok ◻Sur-dosage ◻Sous-dosage	
Utilisation de bacs de trempage		◻oui ◻non	
Nettoyage		◻ l'intérieur du bâtiment ◻ l'extérieur du bâtiment	
Désinfection		◻ l'intérieur du bâtiment ◻ l'extérieur du bâtiment◻ A la réintroduction	
Stockage dans un local propre		◻sas ◻local dédié	
Utilisation de matériel partage			
Stockage de la litière			
Nettoyage & désinfection			
Ventilation			
Trempage ◻oui ◻non			
	Produit	Dose ↑↓√	Temps
Détergence ◻oui ◻non			
Décapage ◻exterieur des ventilateurs ◻ interieur des ventilateurs ◻jupe ◻ lanternau			
Rinçage			
Désinfection			
Murs exterieur et bandes bétonnés			
Décontamination mur à chaque bande			
Décontamination bandes bétonnées/bas de caisse à chaque bandes			
Décontamination de toutes les airs bétonnées (silo, devant SAS...)			
Utilisation de herbicides			
Circuit d'eau, chaines d'alimentation			
Protocole décapage désinfection circuit eau (bacs, lignes) complet			
Bac/ lignes décontaminés avant nettoyage interieur batiment			

Base			
Acide			
Rinçage sous pression			
Désinfectant			
Détartrage			
Alimentation			
Chaines d'alimentation vidées avant opérations de lavage intérieur batiment			
Trempage moteurs, départ chaines			
Détergence moteurs, départ chaines			
Décapage moteurs, départ chaines			
Rinçage moteurs, départ chaines			
Désinfection moteurs, départ chaines			
Nettoyage silos			
Désinfection silos à chaque lot			
Plafond , mur, sol			
Dépoussiérage ◻oui ◻non			
Raclage, balayage litière ◻oui ◻non			
Trempage ◻oui ◻non Temps ◻<4 ◻4-6 ◻>6			
Prelavage			
Détergence			
Volume nécessaire ◻OK ◻ sous évaluation			
Utilisation de canon à mousse			
Décapage ◻fils ◻ficelles ◻ manivelles ◻poulies	◻HP ◻ Eau courante	◻plafond ◻lignes ◻murs ◻ sol	
Rinçage ◻fils ◻ficelles ◻ manivelles ◻poulies	◻plafond ◻lignes ◻murs ◻ sol		
Rinçage : étape distincte	◻oui ◻non		
Désinfection ◻OK ◻ sous évaluation			
◻pulvérisation ◻ lance mousse			
Pente suffisante, limitant phénomènes de bassins au lavage			
Trous évacuations suffisants, limitant phénomènes de bassins au lavage (Objectif : 1 tous les 7 à 10m)			
Évacuation des jus de lavages par	◻tuyaux intérieurs	◻tuyaux par côtés du bâtiment	◻ tuyaux étanches
Trous d'évacuations des jus de lavage hermétiques			
Échangeurs/Récupérateurs de chaleur	◻Oui ◻Non	Démontable ◻Oui ◻Non	
Séchage	◻Oui ◻Non		
Désinsectisation			
Dès la sortie des animaux :			
Pulvérisation	◻Adulticide		

	◻Larvicide		
Thermonébulisation	◻Adulticide ◻Larvicide		
Avant mise en place			
Pulvérisation	◻Adulticide ◻Larvicide		
Thermonébulisation	◻Adulticide ◻Larvicide		
Rongeurs-Interieurs			
Signes observés	Niveau d' indication		
Empreintes et traces	◻Peu nombreuses	◻ Nombreuses	◻ Très nombreuses
Fientes fraiches	De même taille	2 tailles différentes	Différentes tailles
	Peu ou pas	<6 endroits	>6 endroits
Types de fientes	Rat noir	Rat gris	Musareigne
Pistes	Peu nombreuses	<6 endroits	>6 endroits
Dégâts	Aucun	Peu	Nombreux
Rats vu vivants	Jamais (sauf lors d'un rangement)	Rarement	Vu en journée
Niveau d'infestation	Leger 1-20 individus	Moderé 20-50	Important > 50
Insectes-Intérieur			
Présence de nuisibles vivants	◻mouche ◻cafard ◻margouillat ◻ fourmi ◻autres		
Présence de nuisibles morts	◻mouche ◻cafard ◻margouillat ◻ fourmi ◻autres		
Formation specifique			
Ressentie éleveur sur la biosecurité			
Besoin de formation	◻Oui ◻Non		

Annexe B : Libellé des variables

Variables	**Modalité**	**n/46**	**Bandes(%)**	***p-value* (Fisher test)**
Altitude	Basse <300m	7	15	1
	Haute≥300m	39	85	
Culture	Oui	37	80	0.167
	Non	9	20	
Ravine	Oui	23	50	1
	Non	23	50	
Habitation	Oui	36	78	0.6824
	Non	10	22	
Elevage de porc	Oui	16	35	0.2822
	Non	30	65	
Nombre de travailleurs	Peu <3	14	30	1
	Beaucoup ≥3	32	70	
Effectif volailles	Petit <6000	11	24	0.3803
	Moyen	19	41	
	Grand ≥9000	16	35	
Âge de bâtiments	Neuf ≤12 ans	20	43	0.3024
	Vieux >12 ans	26	57	
Surface de bâtiment (m2)	Grand >400	18	39	1
	Petit ≤400	28	61	
Type de bâtiment	Louisiane	17	37	0.626
	Colorado	15	33	
	Péi	14	30	
Type d'aération	Statique	12	26	0.0437
	Dynamique	34	74	
Restriction accès à l'exploitation	Oui	33	72	0.3742
	Non	13	28	
Station de désinfection	Oui	30	65	0.4766

	Non	16	35	
Chemin d'accès bétonné	Oui	35	76	1
	Non	11	24	
Accès au SAS bétonnée	Oui	39	85	1
	Non	7	15	
Bandes bétonnées autour du bâtiment	Oui	20	43	0.4935
	Non	26	57	
Accès au portail bétonné	Oui	41	89	0.3172
	Non	5	11	
Propreté des accès bétonnés	Oui	37	80	0.1862
	Non	9	20	
État de la végétation	Entretenue	20	43	0.7324
	Non entretenue	26	57	
Présence d'aliment hors cycle	Oui	4	9	1
	Non	42	91	
Présence de cadavre de rongeurs	Oui	5	11	1
	Non	41	89	
Présence d'un excrément de rongeur	Oui	24	52	1
	Non	22	48	
Présence d'animaux domestique	Oui	15	33	0.4619
	Non	31	67	
Présence d'un bac équarrissage à l'extérieur	Oui	8	17	0.6579
	Non	38	83	
Borne bétonné pour entreposer le bac	Oui	8	17	0.6579
	Non	38	83	
Présence d’un Sas	Oui	38	83	0.07891
	Non	8	17	
Pédiluve fonctionnel	Oui	16	35	0.7223
	Non	30	65	
Présence d'un dispositif lave main	Oui	41	89	0.5798

	Non	5	11	
Sol et parois lisse	Oui	45	98	0.2391
	Non	1	2	
Carrelage	Oui	39	85	0.1626
	Non	7	15	
Présence de tenue pour les visiteurs	Oui	9	20	0.6643
	Non	37	80	
Présence de tenue pour les travailleurs	Oui	18	39	0.2963
	Non	28	61	
Présence d'un congélateur cadavres	Oui	16	35	0.2822
	Non	30	65	
Présence matériel non désinfecté	Oui	18	39	0.4865
	Non	28	61	
Présence d'un bac de traitement d'eau	Oui	30	65	0.7223
	Non	16	35	
Portail et ouverture hermétique	Oui	29	63	0.7216
	Non	17	37	
Étanchéité général du bâtiment	Oui	27	59	1
	Non	19	41	
Présence de fissures	Oui	24	52	0.4966
	Non	22	48	
Présence de gouttières sur le bâtiment	Oui	5	11	0.5798
	Non	41	89	
Entrées/ sorties d'air hermétique	Oui	33	72	1
	Non	13	28	
Décapage extérieur ventilateurs	Oui	24	52	0.7148
	Non	22	48	
Décapage jupe des ventilateurs	Oui	19	41	0.03219
	Non	27	59	

Décontamination mur à chaque bande	Oui	22	48	0.171
	Non	24	52	
Décontamination bandes bétonnées	Oui	17	37	0.03556
	Non	29	63	
Décontamination des airs bétonnés	Oui	31	67	0.4619
	Non	15	33	
Présence de système de récupération de jus	Oui	23	50	1
	Non	23	50	
Nettoyage silos	Oui	22	48	0.171
	Non	24	52	
Désinfection silos à chaque lot	Oui	31	67	0.02387
	Non	15	33	
Chaines d'alimentation vidées avant N&D	Oui	44	96	1
	Non	2	4	
Circuit d'eau décontaminé	Oui	36	78	0.1903
	Non	10	22	
Plafond	Lisse	38	83	0.3744
	Dégradé	8	17	
Murs	Lisses	39	85	1
	Dégradés	7	15	
Bas de caisses	Lisses	30	65	0.4766
	Dégradés	16	35	
Sol	Lisse	17	37	0.1723
	Dégradé	29	63	
Pente suffisante	Oui	22	48	0.03757
	Non	24	52	
Trous évacuations suffisants	Oui	35	76	0.4178
	Non	11	24	
Évacuation des jus de lavages	Tuyaux à coté	40	87	0.6188
	Intérieur	6	13	

Trous d'évacuations hermétiques	Oui	32	70	1
	Non	14	30	
Balayage litière	Oui	42	91	1
	Non	4	9	
Trempage	Oui	25	54	0.7299
	Non	21	46	
Décapage Complet	Oui	43	93	0.1377
	Non	3	7	
Utilisation de nettoyeur à HP	Oui	42	91	0.6691
	Non	4	9	
Utilisation de canon à mousse	Oui	25	54	0.2981
	Non	21	46	
Prélavage	Oui	16	35	1
	Non	30	65	
Rinçage sous pression	Oui	19	41	1
	Non	27	59	
Décapage moteurs, départ chaines	Oui	38	83	0.6579
	Non	8	17	
Désinfection moteurs, départ chaines	Oui	40	87	1
	Non	6	13	
Matériel amovible démonté et nettoyé	Oui	28	61	0.1596
	Non	18	39	
Utilisation de bacs de trempage	Oui	26	57	0.7324
	Non	20	43	
Nettoyage du matériel	Oui	36	78	0.08832
	Non	10	22	
Echangeurs/ récupérateurs de chaleur	Oui	29	63	0.7216
	Non	17	37	
Type d'insecticide	Adulticide	33	72	0.1768
	Larvicide	4	9	

	Aucun	13	28	
Moment de l’utilisation	Avant mise en place	8	17	0.941
	Sortie d'animaux	3	7	
	Aucun	6	13	
	Les deux	29	63	
Présence d'empreintes rongeurs	Oui	38	83	1
	Non	8	17	
Présence de fientes	Oui	40	87	1
	Non	6	13	
Rats vu vivants	Oui	28	61	0.4865
	Non	18	39	
Niveau d'infestation	Léger 1-20 ind	15	33	0.09437
	Modéré 20-50 ind	21	46	
	Important >50 ind	10	21	
Musaraignes	Aucunes	13	28	0.01898
	Peu ≤ 2	9	20	
	Beaucoup >2	24	52	
Ténébrions	Oui	23	50	0.03514
	Non	23	50	
Mouches	Oui	35	76	1
	Non	11	24	
Vide sanitaire (semaines)	Court <4	16	35	0.4766
	Long ≥4	30	65	