



168THV-2

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Saad DAHLEB, Blida

Faculté des Sciences Agro – Vétérinaires et Biologiques
Département des Sciences Vétérinaires

Mémoire

Projet de fin d'études en vue de l'obtention du Diplôme de
Docteur en Médecine Vétérinaire

Thème

*Enquête sur les facteurs de risque d'introduction et de
persistance de salmonelles dans les élevages de poulets de
chair dans la wilaya de Béjaia*

Présenté par :

HATRI NADJIM

Dirigé par :

Promoteur : D^r. BOUYOUCEF A.

Copromoteur : M. MEDJBAR M.

Maître de Conférences
Docteur vétérinaire

Members du jury:

Président: D^r. BERBER A

Examineur: D^r. BACHIR BACHA M

Maître de Conférences
Maître de Conférences

Promotion: 2007 / 2008

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Saad DAHLEB, Blida

Faculté des Sciences Agro – Vétérinaires et Biologiques
Département des Sciences Vétérinaires

Mémoire

Projet de fin d'études en vue de l'obtention du Diplôme de
Docteur en Médecine Vétérinaire

Thème

*Enquête sur les facteurs de risque d'introduction et de
persistance de salmonelles dans les élevages de poulets de
chair dans la wilaya de Béjaia*

Présenté par :

HATRI NADJIM

Dirigé par :

Promoteur : D^r. BOUYOUCEF A.

Copromoteur : M. MEDJBAR M.

**Maître de Conférences
Docteur vétérinaire**

Members du jury:

Président: D^r. BERBAR A

Examineur: D^r. BACHIR BACHA

**Maître de Conférences
Maître de Conférences**

Promotion: 2007 / 2008

Remerciements



Avant tout, nous remercions DIEU qui a illuminé notre chemin et qui nous a armé de courage et de patience pour achever nos études.

Puis, nous tiendrons à exprimer notre profonde gratitude et nos vifs remerciements à notre promoteur M.Bouyoucef A pour avoir contribué à l'élaboration de la présente thèse et à sa veille sur le bon déroulement de travail.

À M.Medjbar M., pour ses orientations qui m'ont été utiles et indispensable, je lui souhaite une bonne réussite dans la vie.

Aussi, nous nous permettons d'exprimer tout nos respect aux membres de jury qui nous ferons l'honneur d'apprécier ce travail.



Dédicace

Je rends un grand hommage à travers ce modeste travail, en signe de respect et de reconnaissance envers :

Mon cher père Salah.

Ma chère mère Malika.

Pour tous les sacrifices qu'ils ont consentis pour que je réussisse.

A ma grand-mère.

A la mémoire de mes grands parents.

Je le dédie également à :

A ma sœur et frères : Hakima, Samir, Nassim, Hakim et Karim.

A toute la famille : HATRI et ALLOUI sans exception.

Mes amis de mon parcours universitaire : Lyes, Hacem, Azziz, Nadir, Salah, ainsi que Zahia et les autres ...

Mes amis : Nabil, Lyes, Youcef, Mohamed et les autres...

En un mot à tous les gens qui ont contribué ma réussite de près ou de loin.



LISTE DES ABREVIATIONS :

Ag : Antigène

AFSSA : Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments

C° : Degré Celsius

DSV : Direction des Services Vétérinaires

ELISA : Enzyme Linked ImmunoSorbent Assay

H₂S : Hydrogène Di Sulfate

LDC : Lysine Décarboxylase

LPC : Lipopolysaccharide

mm : millimètre

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

ONPG : Ornith-phényl-B-D-galactopyranoside

PH : Potentiel Hydrogène

S. : Salmonella

SARL : Sero-Agglutination Rapide sur Lame

SS : Salmonella-Shigella

Subsp : Sous-Espèce

TDA : Tryptophane Désaminases

TIAC : Toxi-infection Alimentaire Collective

TTR : Tétrathionate-Réductase

Vi : Vih

W : Wenig

% : Pourcentage

LISTE DES FIGURES :

Figure n° 1 : morphologie de la salmonelle [65].....	05
Figure n°2 : colonies de Salmonella sur milieu de Wilson et Blair [49].....	06
Figure n°3 : colonies de <i>S.Typhimurium</i> observées en éclairage indirect sur gélose de Leifson au désoxycholate citrate 18 heures à 37°C, lumière indirect transmise, *6 [49].....	06
Figure n°4 : colonies de <i>S.cholerasuis subsp.arizonae</i> bactérie croissance sur le sang agar-agar culture plate [63].....	07
Figure n° 5 : lésions nodulaire observer dans le cœur de un poussin affecté la pullorose [64].	21
Figure n° 6 : lésions intestinale observer dans le caecums de un poulet affecté la pullorose [64].....	21
Figure n°7 : Pullorose: Arthrites salmonelliques. A gauche, atteinte de l'articulation tibio-métatarsienne (cliché J.LECOANET).à droite, infection à la suite d'une coupe de griffes (cliché SANDERS) [32].....	22
Figure n°8 : de gauche à droite, Typhose. Hépatites discrète (cliché J.LECONET) et importantes, avec une ovarite et des nodules cardiaques (clichés SANDERS). Cet aspect bronzé (verdure) caractéristique, du aux pigments biliaires, apparait une exposition à l'air [32].....	24
Figure n°9 : Typhose. De gauche à droite : Ovarite (aspect « cuit) ; ponte abdominale, lésions diverses (Typhlite avec boudins de caséum dans les caecums, pneumonie. Arthrite. Persistance du vitellus...) (clichés SANDERS) [32].....	24
Figure n°10 : Typhose pulmonaire. Ces foyers de nécrose peuvent entrainer une confusion avec une aspergillose (Cliché SANDERS) [32].....	24
Figure n°11 : Salmonellose hém-agglutination sur lame positive (Cliché Lab.BAYER) [24].....	25
Figure n° 12 : Arizonose (dindon). Irdocyclite (maladie de l'œil blanc) (Cliché LDA 22) [32].....	25
Figure n°13 : Carte géographique de la wilaya de Béjaia [18].....	36
Figure n°14 : Répartition des réponces selon l'origine de litière.....	40

Figure n°15 : Répartition des réponses selon la présence dans le sas une tenue pour les visiteurs.....	41
Figure n°16 : Répartition des réponses selon l'aspect du matériau constituant les parois latérales.....	42
Figure n°17 : Répartition des réponses selon la présence d'une fosse de récupération des eaux souillées.....	43
Figure n°18 : Répartition des réponses selon le nettoyage du bac à eau.....	44
Figure n°19 : Répartition des réponses après désinfection, le bac est-t-il couvert.....	45
Figure n°20 : Répartition des réponses selon la forme de l'aliment utilisé au démarrage.....	46
Figure n° 21 : Répartition des réponses selon la présence de gouttières sur les 2 longueurs de chaque côté du toit.....	46
Figure n°22 : Répartition des réponses selon l'élevage est-il alimenté en eau.....	47
Figure n°23 : Répartition des réponses selon comment sont éliminés les cadavres.....	48
Figure n°24 : Répartition des réponses selon l'observation des rongeurs morts ou vivants....	49
Figure n° 25 : Répartition des réponses selon lieu d'application de l'insecticide.....	50

LISTE DES TABLEAUX :

Tableau n° 1 : Nomenclature des salmonelles [15].....	04
Tableau n° 2 : Différentes écritures pour désigner le sérovar Typhimurium [30, 44].....	04
Tableau n° 3 : Caractères particuliers de quelques sérotypes de salmonelles [55].....	08
Tableau n°4 : Caractères phénotypiques particuliers de certains sérovares de Salmonella [30].....	9
Tableau n°5 : Répartition de La litière est-elle stockée sur élevage.....	39
Tableau n° 6 : Répartition des réponses selon la nature de la litière.....	40
Tableau n°7 : Répartition des réponses selon la solution désinfectante dans le pédiluve.....	41
Tableau n°8 : Répartition des réponses selon la nature du sol.....	42
Tableau n°9 : Répartition des réponses selon la qualité de l'eau utilisée pour le nettoyage...	43
Tableau n°10 : Répartition des réponses selon la température de l'eau de nettoyage.....	44
Tableau n°11 : Répartition des réponses selon la présence de camion de livraison d'aliment.....	45
Tableau n°12 : Le bâtiment est il orienté en travers des vents dominants (côtés).....	47
Tableau n°13 : Contrôlez-vous la potabilité de l'eau arrivant à votre élevage.....	48
Tableau n°14 : Répartition des réponses comment sont-ils stockés.....	49
Tableau n°15 : Répartition des réponses selon quand avez-vous effectué un traitement insecticide.....	50

RESUME

Les salmonelles sont fréquemment rencontrées dans les élevages de poulet de chair et leur élimination est très difficile vu la multiplicité des facteurs de risque et de persistance de ce germe dans les élevages. Il est à noter que 177 foyers sont rencontrés sur le territoire national entre 2003 et 2007 (DSV, 2007).

La présente étude a porté sur une enquête sur le terrain par le biais d'un questionnaire relatif aux facteurs de risque d'introduction et de persistance des salmonelles dans les bâtiments d'élevage de poulets de chair. Nous nous sommes contentés de distribuer un questionnaire composé de 10 questions chacune comporte 3 sous questions destinées aux éleveurs de poulet de chair.

La présente étude révèle que les taux des facteurs de risque d'introduction et de persistance des salmonelles dans les élevages de poulets de chair sont de 81,81% pour la présence de rongeurs dans le bâtiment ; 71,44 % présentés par les camions d'aliment qui stationnent ou passent devant l'entrée du sas sanitaire pour effectuer leur livraison ; 61,81% présentés par les cadavres non protégés (incinérés) et donnés aux chiens de l'exploitation ; 56,36% quand un traitement insecticide n'est pas effectué et 45,45% lorsqu'aucune désinfection n'avait pas été effectuée dans le bâtiment.

Par contre l'environnement ; les caractéristiques du bâtiment ; l'origine et la nature de la litière ; à l'utilisation dans le sas sanitaire d'une tenue pour les visiteurs et la présentation de l'aliment au démarrage sous forme de granulés ou miettes ne sont pas des facteurs de risque.

Mots clés : Salmonellose aviaire, Poulet de chair, Facteur de risque.

SUMMARY

The salmonellosis are frequently met in the table fowl breedings and their elimination is very difficult considering the multiplicity of the risk factors and persistence of this germ in the breedings. It should be noted that 177 hearths are met on the national territory between 2003 and 2007 (DSV, 2007).

The present study related to an investigation into the ground by the means of a questionnaire relating to the risk factors of introduction and persistence of the salmonellas in the buildings of poultry farming of flesh. We were satisfied to distribute a questionnaire made up of 10 questions each one comprises 3 pennies questions intended for the table fowl stockbreeders.

The present study reveals that the rates of the risk factors of introduction and persistence of the salmonellas in the poultry farmings of flesh are of 81,81% for the presence of rodents in the building; 71,44% presented by the food trucks which are parked or pass in front of the entry of the medical hopper to carry out their delivery; 61,81% presented by the corpses not protected (incinerated) and given to the dogs of the exploitation; 56,36% when an insecticidal treatment is not carried out and 45,45% when no disinfection had been carried out in the building.

On the other hand environment; characteristics of the building; the origin and the nature of the litter; with the use in the medical hopper of a behavior for the visitors and the presentation of food to starting in the form of granulated or crumbs are not risk factors.

Key words: Avian Salmonellose, table Fowl, Risk factor.

TABLE DES MATIERES :

Introduction.....1

Partie I : Etude bibliographique.

Chapitre 1 : Généralités sur les salmonelles

1.1 Historique.....2
1.2 Définition des salmonelles.....3
1.3 Habitat.....3
1.4 Taxonomie et nomenclature.....3
1.5 Caractères morphologiques.....5
1.6 Caractères cultureux.....6
1.6.1 Caractères biochimiques7
1.6.2 Des caractères communs à toutes les salmonelles7
1.6.3 Caractères différentiels.....8
1.8. Caractères antigéniques9
1.8.1 Antigènes de la paroi ou antigènes somatiques ou antigènes O.....9
1.8.1.1 Les facteurs O majeurs.....9
1.8.1.2 Les facteurs O accessoires9
1.8.2 Les antigènes flagellaire ou antigènes H.....10
1.8.3 Les antigènes de virulence ou antigènes d'enveloppe ou antigènes Vi.....10
1.9 Pouvoir pathogène.....10
1.10. Pouvoir pathogène expérimentale.....11

Chapitre 2 : Epidémiologie des salmonelloses aviaires

2.1 Importance des salmonelles.....13
2.2 Portage des salmonelles.....13
2.2.1 Portage passif13
2.2.2 Portage latent13
2.2.3 Portage actif14

2.3 Sources de transmission	14
2.4 Les voies de transmission	14
2.4.1 La voie verticale.....	14
2.4.2 La voie horizontale	15
2.5 Les voies de pénétration	15
2.6 Répartition géographique.....	15
2.7 Réceptivité	16
2.7.1 Facteurs intrinsèque	16
2.7.2 Facteurs extrinsèques	16
2.8 Les facteurs de contamination	17
2.8.1 Hygiène	17
2.8.2 Le stress	17
2.8.3 Aliments	17
2.8.4 Les rongeurs	17
2.8.5 Autres facteurs prédisposant	17
2.9 Evaluation de l'exposition et caractérisation des risques liés à <i>Salmonella</i> dans les poulets de chair	18

Chapitre 3 : Etude des salmonelloses aviaires

3.1 La définition de la salmonellose aviaire	19
3.2 La maladie chez les volailles	19
3.2.1 La pullorose	19
3.2.1.1 Définition de la maladie	19
3.2.1.2 Etiologie	19
3.2.1.3 Espèces affectées	20
3.2.1.4 Transmission	20
3.2.1.5 Symptômes	20
3.2.1.5.1 Symptômes chez le poussin	20
3.2.1.5.2 Symptômes chez l'adulte	20
3.2.1.6 Evolution	21
3.2.1.7. Morbidité et mortalité	21
3.2.1.8 Lésions	21

3.2.2 La typhose	22
3.2.2.1 Définition de la maladie	22
3.2.2.2 Etiologie	22
3.2.2.3 Espèces affectées	22
3.2.2.4 Transmission	22
3.2.2.5 Symptômes	23
3.2.2.6 Evolution	23
3.2.2.7 Lésions	23
3.2.3 Paratyphoses	25

Chapitre 4 : Diagnostic et méthodes de lutte contre les salmonelles

4.1 Techniques de diagnostic	26
4.1.1 Identification de l'agent pathogène	26
4.1.2 Diagnostic bactériologique	26
4.1.3 Diagnostic sérologique	27
4.1.4 Diagnostic histologique	28
4.1.5. Diagnostic des salmonelloses aviaires	28
4.2 Les méthodes de lutte contre les salmonelles	29
4.2.1 Traitement des salmonelloses aviaires	29
4.2.1.1 Traitement de la pullorose	29
4.2.1.1.1 Chez les poussins	29
4.2.1.1.2 Chez les adultes	30
4.2.1.1.3 Chez les porteurs chroniques	30
4.2.1.2 Traitement de la typhose aviaire	30
4.2.2 Prophylaxie	30
4.2.2.1 Prophylaxie sanitaire	30
4.2.2.1.1 L'hygiène.....	30
4.2.2.1.2 Défensive.....	31
4.2.2.1.3 Offensive	31
4.2.2.1.4 Poussins	31
4.2.2.1.5 Couvoirs	31
4.2.2.2.6 Elevages	31

4.2.2.2.7 Transport	32
4.2.2.2.8 Abattoirs, transformation	32
4.2.2.2.9 Déchets	32
4.2.2.2.10 Reproducteurs	32
4.2.2.2.11 L'aliment	32
4.2.2.2.12 Eau	33
4.2.2.2.13 Elimination des porteurs	33
4.2.2.2.14 Critères de l'extirpation	33
4.2.2.2 Prophylaxie médicale	33
4.2.2.2.1 Chimio-prévention	33
4.2.2.2.2 Vaccination	34
4.2.2.2.3 Flore de barrière	34

Partie II : Etude expérimentale.

1. Problématique.....	36
2. Objectif du travail.....	36
3. Matériels et méthodes.....	36
4. La période de l'enquête.....	39
5. Résultats	39
5.1. a La litière est-elle stockée sur l'élevage.....	39
5.1. b Origine de litière.....	40
5.1. c Nature de la litière.....	40
5.2. a Y a-t-il dans le sas une tenue pour les visiteurs.....	41
5.2. b Solution désinfectante dans le pédiluve.....	41
5.3. a Aspect du matériau constituant les parois latérales.....	42
5.3. b Nature du sol.....	42
5.3. c Présence d'une fosse de récupération des eaux souillées.....	43
5.4. a Qualité de l'eau utilisée pour le nettoyage.....	43
5.4. b Température de l'eau de nettoyage.....	44
5.5. a Nettoyage du bac à eau.....	44
5.5. b Après désinfection, le bac est-t-il couvert.....	45

5.6. a Le camion de livraison d'aliment.....	45
5.6. b Forme de l'aliment utilisé au démarrage.....	46
5.7. a Présence de gouttières sur les 2 longueurs de chaque côté du toit.....	46
5.7. b Le bâtiment est il orienté en travers des vents dominants (côtés).....	47
5.8. a L'élevage est-il alimenté en eau par.....	47
5.8. b contrôlez-vous la potabilité de l'eau arrivant à votre élevage.....	48
5.9. a Comment sont éliminés les cadavres.....	48
5.9. b Comment sont-ils stockés.....	49
5.10. a Observez-vous des rongeurs morts ou vivants.....	49
5.10. b Quand avez-vous effectué un traitement insecticide.....	50
5.10. c Lieu d'application de l'insecticide.....	50
6. Discussion.....	51
Conclusion.....	54
Recommandations.....	55
Références bibliographiques	

Introduction

INTRODUCTION

En Algérie, la recrudescence des foyers de salmonelloses aviaires dues à *Salmonella* Enteritidis depuis 2003, constitue un problème de grande ampleur économique provoquant chez l'Homme les toxi-infections alimentaires collectives, dues à l'ingestion d'aliments le plus souvent d'origine aviaire [18]

En Algérie, la production avicole connaît un réel développement depuis plusieurs années. Portées par l'engouement des consommateurs pour les produits d'origine avicole, la production de poulet de chair et d'œufs de consommation s'est accrue considérablement grâce aux importants investissements consentis par les secteurs privé et public.

Cependant, l'intensification de la filière avicole, n'évolue pas sans problèmes. En effet la plupart des aviculteurs ne sont pas des professionnels n'appliquent pas les règles hygiéniques fondamentales, ce qui par conséquent favorisent le développement et l'émergence de pathologies diverses, particulièrement les salmonelloses aviaires. Ces dernières portent atteintes à la rentabilité et à la qualité des produits.

Il est aussi important de connaître le statut hygiénique des poulaillers, pour identifier les facteurs de risque favorisant l'introduction et la persistance des salmonelles [2]

Dans les élevages, la facilité de dissémination des salmonelles dans l'environnement et leur capacité de survie rend leur élimination difficile. Cette maladie freine le commerce de viande blanche et d'ovo produits compromettant ainsi le développement socio-économique [20]

L'objectif de la présente étude est d'évaluer les facteurs de risque d'introduction et persistance des salmonelles chez les poulets de chair.

Partie
BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1

*GENERALITES SUR LES
SALMONELLES*

CHAPITRE 1 GENERALITES SUR LES SALMONELLES

1.1 Historique :

En 1820, Bretonneau montra la contagiosité de la fièvre typhoïde qu'il appelait alors dothiésentérite. En 1880 Eberth observa le premier le bacille dans les organes d'un malade mort de typhoïde [5,6]. En 1884 que Gaffky en réussit la culture mais à cette période les caractères permettant le diagnostic différentiel avec d'autres bacilles étaient peu nombreux et ces observations étaient mises en doute jusqu'à ce que Pfeiffer et Kolle d'une part, Gruber et Durham d'autre part (1896) montrèrent que le sérum d'un animal immunisé par une culture de bacille typhique acquérait des propriétés agglutinantes pour celle-ci. La même année Widal à Paris et Grunbaum à Londres trouvèrent indépendamment que les sérums de malades atteints de fièvre typhoïde agglutinaient les cultures de bacilles typhiques. Le sérodiagnostic, découvert à propos de la fièvre typhoïde, fut ensuite appliqué à de nombreuses maladies infectieuses.

Le nom de *Salmonella* a été donné par Lingnieres (1900) à ce groupe bactérien. Ce nom fut choisi en l'honneur de Salmon dont la contribution à l'étude de ces bactéries fut mineure : avec Smith (1885), il isola aux Etats-Unis de porcs atteints de « Hogcholera » la bactérie qui porte maintenant le nom de *Salmonella cholerae* suis, et lui attribua à tort le rôle étiologique de cette maladie virale [37].

En 1930, Kauffmann et White développèrent une classification des bactéries voisines du bacille d'Eberth sur l'identification de leurs antigènes.

En 1939, Reilly montra le rôle du système neuro-végétatif dans la pathogénie de la typhoïde [5,6]

Dans la fin des années 80, la proportion des TIAC à *Salmonella* a fortement augmenté (passant de 30 à 70 % des TIAC déclarées). Ceci en relation épidémiologique directe avec la diffusion du sérovar Enteritidis dans les élevages de volailles et son apparition comme nouvelle contamination majeur de consommation.

De 1997 à 2002, la proportion des TIAC à *Salmonella* a diminué progressivement de 71 à 58 % et cette diminution concerne essentiellement Enteritidis et accessoirement Typhimurium. Une étude récente démontre un lien entre les mesures de lutte contre les Salmonelles prises dans les élevages de volailles et cette diminution [44]

1.2 Définition des salmonelles :

Les salmonelles sont des bactéries à coloration Gram négatif de la famille des Enterobacteriaceae ; elles se présentent sous la forme de bacilles de 3µm de long sur 0,5µm de large, non capsulé, mobile ou rarement immobiles [69]. La mobilité est assurées par leur ciliature péritriche, elles sont aéro-anérobies facultatives et se cultivent sur les milieux ordinaires. Elles fermentent le D-glucose avec production de gaz, réduisent les nitrates en nitrites et possèdent une catalase [30].

1.3 Habitat :

Les salmonelles sont essentiellement des parasites intestinaux des animaux vertébrés [37]. De nombreuses espèces animales (animaux à sang froid ou à sang chaud) hébergent des salmonelles, pathogènes ou non pour l'homme.

On rencontre des salmonelles hautement pathogènes pour l'Homme chez des porteurs de germes apparemment bien portants, qui contribuent à disséminer l'infection. Ces porteurs sont généralement des sujets convalescents mais il existe des porteurs de *Salmonella* Typhi (très abondantes dans la vésicule biliaire) [55].

Les salmonelles sont retrouvées dans le milieu extérieur, dans les eaux d'égout en particulier. Des *Salmonella* sont aussi fréquemment retrouvés dans les farines de poisson ou poudres d'os utilisées pour l'alimentation des animaux [5].

Les *Salmonella* peuvent être disséminées dans l'environnement par excréta. Si elles ne peuvent s'y multiplier de manière significative, elles peuvent y survive, en particulier dans le sol, pendant plusieurs semaines ou même plusieurs mois si les conditions de température, de pH et d'humidité sont favorables [37].

1.4 Taxonomie et nomenclature :

La classification et la nomenclature des salmonelles est très évolutive et complexe. La nomenclature actuelle et la nomenclature précédente des salmonelles sont présentées le tableau n° 1.

Tableau n° 1 : Nomenclature des salmonelles.

Nomenclature précédente	Nouvelle nomenclature (2005)
<i>Salmonella bongori</i> ¹	<i>Salmonella bongori</i>
<i>Salmonella choleraesuis</i>	<i>Salmonella enterica</i>
<i>Salmonella choleraesuis subsp.arizonae</i>	<i>Salmonella enterica subsp.arizonae</i>
<i>Salmonella choleraesuis subsp.choleraesuis</i>	<i>Salmonella enterica subsp.enterica</i>
<i>Salmonella choleraesuis subsp.diarizonae</i>	<i>Salmonella enterica subsp. diarizonae</i>
<i>Salmonella choleraesuis subsp.houtenae</i>	<i>Salmonella enterica subsp.houtenae</i>
<i>Salmonella choleraesuis subsp.indica</i>	<i>Salmonella enterica subsp.indica</i>
<i>Salmonella choleraesuis subsp.salamae</i>	<i>Salmonella enterica subsp. salamae</i>
<i>Salmonella subterranea</i>	<i>Salmonella subterranea</i>
<i>Salmonella paratyphi</i>	Deviennent des synonymes hétérotopiques des <i>Salmonella enterica subsp.enterica</i> , « <i>Paratyphi, enteritidis, typhi, typhimurium...</i> » Désignant uniquement les sérovars ²
<i>Salmonella enteritidis</i>	
<i>Salmonella typhi</i>	
<i>Salmonella typhimurium</i>	

1. Ou *Salmonella choleraesuis subsp.bongori* (Bergey's Manual, 2004)

2. Pour tous les sérotypes de la sous-espèce *Salmonella enterica subsp.enterica*, il est conseillé d'écrire :

Salmonella Paratyphi pour *Salmonella enterica subsp.enterica* sérovar Paratyphi... [15]

L'identification de chaque sérotype se fait par des études des caractères antigéniques au moyen de sérums agglutinants. Chaque sérotype est caractérisé par ses antigènes somatiques O et antigènes flagellaires H. Quelques sérotypes (*S. Typhi*, *S. Paratyphi C* et *S. Dublin*) possèdent en plus un antigène de surface Vi qui masque parfois l'antigène O [69].

Tableau n° 2 : Différentes écritures pour désigner le sérovar Typhimurium [30, 44]

Ancienne écriture selon Kauffmann	Ecriture compte tenu de la nomenclature actuelle	Ecriture compte tenu de l'aspect pratique
<i>Salmonella</i> Typhimurium	<i>Salmonella choleraesuis</i> subsp.choleraesuis sérovar Typhimurium	<i>Salmonella</i> Typhimurium

Dans la pratique courante, seuls les sérovars de la sous-espèce I ont le droit d'être désignés par un nom et l'on peut utiliser une forme abrégée : par exemple *Salmonella* Typhimurium dont le nom complet serait *S. enterica* subsp. *enterica* sérovar Typhimurium. Les sérovars des autres sous-espèces sont désignés par leur formule antigénique [30].

Il faut noter qu'il existe des exceptions importantes. Le sérotype Typhi ne décarboxyle pas l'ornithine, ne croît pas sur un milieu composé de citrate de Simmons, est agazogène et ne produit que des traces de H₂S. Le sérotype Paratyphi A ne décarboxyle pas la lysine et ne pousse pas sur milieu au citrate de Simmons. Enfin, *Salmonella* Paratyphi A, Choleraesuis et Gallinarum ne produisent pas de H₂S. Dans ce cas, les colonies n'auront pas de centre noir sur des milieux d'isolement constitué de citrate de fer et de thiosulfate de sodium (exemple : Hektoen, SS) [35]

Mais, selon Shelobolina et al. en novembre 2004, il existerait une troisième espèce de *Salmonella* appelée *subterranea*, qui est souche bactérienne isolée d'un sédiment acide et contaminé par des nitrates et de l'uranium [61]

1.5 Caractères morphologiques :

Ce sont de petits bâtonnets (2 à 3 µm par 0,6 à 0,8 µm) présentant une ciliature péritriche [30]. Les *salmonella* sont des Entérobactéries mobiles, à l'exception de celles appartenant à un sérovar, Gallinarum-Pullorum, de rares mutants « paralysés » dont les flagelles de sérovars normalement mobiles [37].

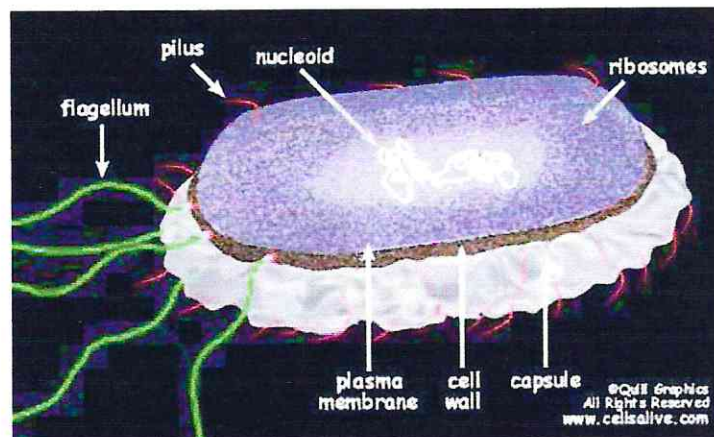


Figure n° 1 : morphologie de la *Salmonella* [65]

1.6 Caractères cultureux :

Après 18-24 heures d'incubation, les colonies ont un diamètre de 3 à 4 mm. Le mur muqueux ne sont voit qu'après plusieurs jours. Exceptionnellement on peut isoler des souches de *Salmonella* poussant sous forme de colonies muqueuses. Il est rare d'isoler de l'organisme des cultures sous forme R, à l'exception de celles provenant d'urine [37]

Citons cependant certaines colonies naines observées fréquemment avec des sérotype pathogènes pour les animaux (*S. Abortus ovis*, *S. Typhi suis*) et, exceptionnellement, avec des sérotypes pathogènes pour l'Homme [55].

La majorité des souches de *Salmonella* produisent des gaz de la fermentation du glucose et sont prototrophes. Les souches auxotrophes appartiennent essentiellement aux sérovars dont le pouvoir pathogène est restreint à un hôte particulier, par exemple Typhi, Paratyphi A, Sendai que l'on n'isole que chez l'homme, Abortusovis que l'on ne trouve que chez les ovins, Gallinarum-Pullorum chez les volailles. Elles ne peuvent donc pousser sur le milieu synthétique au citrate de Simmons qui ne contient pas de facteurs de croissance [37].

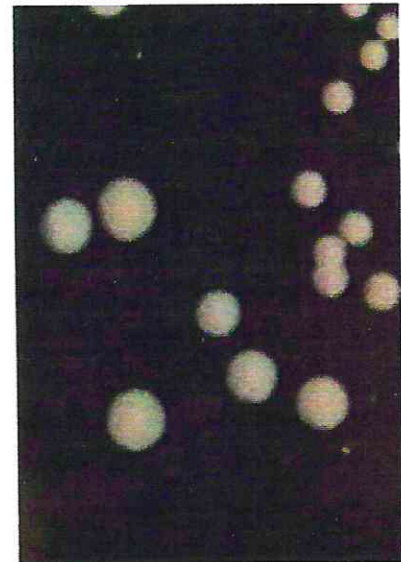
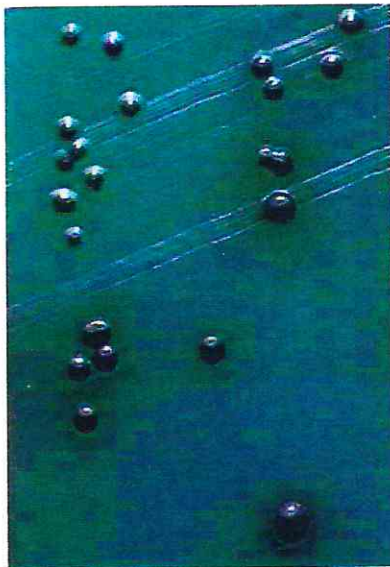


Figure n°2 : colonies de *Salmonella* sur milieu de Wilson et Blair.

Figure n°3 : colonies de *S. Typhimurium* observées en éclairage indirect sur gélose de Leifson au désoxycholate citrate 18 heures à 37°C, lumière indirect transmise, *6 [49]

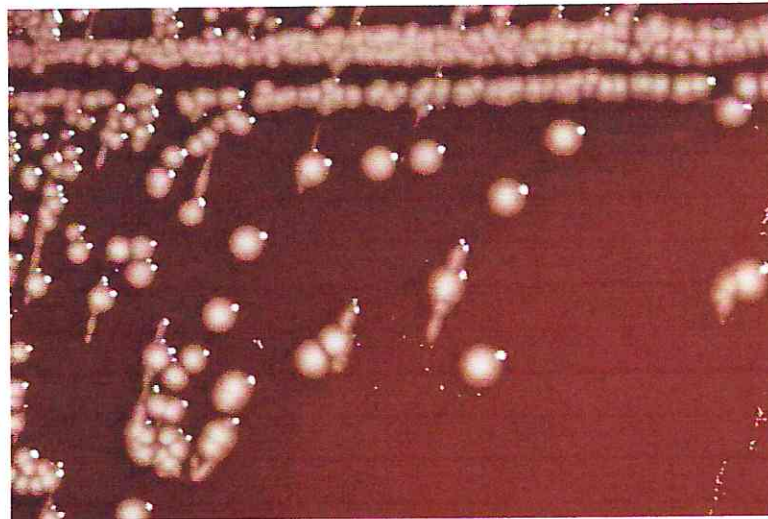


Figure n°4 : colonies de *S.choleraesuis subsp.arizonae* bactérie croissance sur le sang agar-agar culture plate [63]

1.7 Caractères biochimiques :

Cette étude doit toujours précéder l'étude sérologique. Il est possible de distinguer :

1.7.1 Des caractères communs à toutes les salmonelles :

La majorité des salmonelles sont :

- ONPG [-],
- Gaz en glucose [+],
- H₂S [+],
- LDC [+],
- Indole [-],
- TTR [-],
- Citrate de Simmons [+],
- Gélatine [-],

Ces bactéries sont constamment uréase et TDA [-].

Pour quelques caractères, certaines exceptions sont classiques :

Tableau n° 3 : Caractères particuliers de quelques sérotypes de salmonelles.

	Mobilité	Gaz en glucose	H ₂ S	LDC	Citrate de Simmons
S. Para A	+	+	-	-	-
S. Abortus equi	+	+	-	+	+
S. Abortus ovis	+	+	-	+	+
S. Chlerae suis	+	+	X	+	+
S. Typhi	+	-	(+)	+	-
S. Gallinarum-pullorum	-	- ou +	+ ou -	+	- ou +

X = positif tardivement et irrégulièrement.

(+) = positif faiblement [55]

1.7.2 Caractères différentiels :

Les caractères permettant l'identification biochimique du genre *Salmonella* sont :

- l'absence d'uréase et tryptophane (ou phénylalanine) désaminase,
- l'absence de production d'indole et d'acétoïne (test de Voges-Proskauer négatif),
- l'absence de fermentation du lactose, du saccharose, de l'indole, de l'adonitol et du 2-céto-glucose,
- la production d'H₂S à partir du thiosulfate (présence d'un thiosulfate réductase),
- la décarboxylation fréquente de la lysine et de l'ornithine,
- la pousse fréquente sur le milieu au citrate de Simmons.

Quelques sérovars font exception et ont des caractères phénotypiques remarquables dont les plus importants sont regroupés dans le tableau 4.

Tableau n°4 : Caractères phénotypiques particuliers de certains sérovars de Salmonella. [30]

Sérovars	Caractères particuliers
Gallinarum-Pullorum	immobile
Typhi	ne décarboxyle pas l'ornithine ne produit pas de gaz à partir du glucose est auxotrophe donc ne pousse pas sur milieu au citrate de Simmons
Paratyphi A	ne décarboxyle pas la lysine ne produit pas d'H ₂ S est auxotrophe donc ne pousse pas sur milieu au citrate de Simmons

1.8. Caractères antigéniques :

Les *Salmonella*, comme toutes les Entérobactéries, peuvent posséder trois types d'antigènes d'intérêt diagnostique [37].

1.8.1 antigènes de la paroi ou antigènes somatiques ou antigènes O :

Les antigènes O sont portés par les chaînes spécifiques du lipo-polysaccharide (LPS) qui est le composant majoritaire de la membrane externe de la paroi bactérienne. Ces antigènes O sont résistants à la chaleur et à l'alcool mais sont détruits par le formol [30, 44].

C'est l'endotoxine thermostable (qui résiste à la chaleur) et responsable de la plus ou moins grande gravité du choc endotoxique. Il provoque une forte fièvre (ou "Typhos" de la fièvre typhoïde) avec de graves désordres métaboliques. On a dénombré 67 fractions antigéniques à ce jour. Chaque sérotype possède 1 ou plusieurs fractions antigéniques O (1 à 67) [69].

1.8.1.1 Les facteurs O majeurs :

Les souches qui ont en commun un facteur O majeur sont classées dans un même groupe O. par exemple, le facteur 04 est caractéristique du groupe le possèdent. Il en est de même pour le facteur 9 du groupe D, le facteur 2 du groupe A, le facteur 3 du groupe E [37].

1.8.1.2 Les facteurs O accessoires :

Ils peuvent différer selon les souches appartenant à un même groupe. A l'inverse, certains facteurs O accessoires peuvent être liés de manière constante à un ou plusieurs facteurs O majeurs ; ils sont alors dépourvus de tout intérêt diagnostique. C'est le cas du

facteur O : 12 qui lié aux facteurs O : 2 ou O : 4 ou O : 9 et qui est donc présent chez toutes les souches des groupes A, B, et D.

Les facteurs O accessoires peuvent provenir d'une modification d'un facteur O majeur dont le déterminisme peut être :

- chromosomique : un gène codant pour une acétylase ajoute un radical acétyl à un facteur O majeur (ex : le facteur O : 5 résulte d'une acétylation sur le facteur O : 4),
- lié à la présence d'un bactériophage, c'est-à-dire à une conversion lysogénique (ex : le phage 22 modifie la liaison 1-4 entre glucose et galactose en liaison 1-6, ce qui fait apparaître la spécificité O : 1),
- enfin, plus rarement dû à la présence d'un plasmide (cas du facteur O : 54) [30, 44]

1.8.2 Les antigènes flagellaire ou antigènes H :

Les anticorps H ont le pouvoir d'agglutiner les bactéries qui possèdent des flagelles ayant l'antigène de la spécificité correspondante et également celui d'immobiliser les bactéries quand ils se fixent sur les flagelles [38].

Les antigènes flagellaires thermolabiles (ou détruits par la chaleur) ne se rencontrent que sur les formes mobiles. Un sérotype peut avoir 1, 2 ou Ag H différents et sera mono, di ou triphasique (*Salmonella Paratyphi B* est diphasique, *Salmonella Typhi* est monophasique) [69]

1.8.3 Les antigènes de virulence ou antigènes d'enveloppe ou antigènes Vi :

Ce sont des polysaccharides capsulaires. Ils masquent l'agglutination O, qui peut être révélée après chauffage de 10 minutes à 100 C° ou d'une heure à 60 C°.

L'antigène Vi (de virulence) est fréquent chez *S. Typhi*, rare chez *S. Paratyphi C* et exceptionnel chez *S. Dublin* [12]

On distingue selon la quantité d'antigène Vi les formes :

- V, initiale du mot allemand Viehl qui signifie « beaucoup » : dans ce cas, l'antigène O est masqué par l'antigène Vi.
- W, initiale du mot allemand Wenig qui signifie « peu » : dans ce cas, l'agglutinabilité O est préservée.
- VW, intermédiaires, agglutinables aussi bien par les anticorps O que par les anticorps Vi. [55].

1.9 Pouvoir pathogène :

Les salmonelloses peuvent revêtir trois aspects :

❖ Les formes septicémiques :

Ce sont d'abord les fièvres typhoïdes et paratyphoïdes dues aux sérotypes *S. Typhi*, *S. Paratyphi A*, *B*, ou *C*. Ces bactéries traversent la muqueuse intestinale, envahissent les ganglions lymphatiques et passent dans la circulation.

❖ Les formes purement digestives :

Les toxi-infections alimentaires à *Salmonella* se manifestant par des diarrhées, des vomissements et de la fièvre. Les premiers signes surviennent 8 à 10 heures après l'ingestion de l'aliment contaminé. L'évolution de ces gastro-entérites est en règle générale spontanément favorable en quelques jours [4, 5]

❖ Les formes extra digestives :

L'infection intestinale (par des sérovars non impliqués la typhoïde) est parfois suivie d'une bactériémie lorsque le terrain est fragile. Divers localisations secondaires peuvent s'observer : osseuses (en particulier chez les drépanocytaires), méningées (chez le nourrisson), artérielles (chez le sujet âgé). On peut observer également des cholécystites, des infections urinaires. Les infections intestinales peuvent aussi être suivies parfois d'une complication aseptique, l'arthrite réactionnelle [48]

1.10. Pouvoir pathogène expérimentale :

Le pouvoir pathogène expérimental varie considérablement suivant le sérovars, l'animal d'expérience et la voie d'introduction des bactéries.

Les sérovars strictement humains ne sont évidemment pas pathogènes dans les conditions naturelles d'infection (absorption *per os* d'un petit nombre de bactéries) pour les animaux de laboratoire. Pour tuer une souris avec *S. Typhi*, il faut lui injecter par voie intrapéritnéale 50 à 100 millions de bactéries (la souche **Ty2** est le plus souvent utilisée). La mort survient en 1 à 4 jours dans un syndrome toxique lié probablement à la quantité d'endotoxine injectée. Les chimpanzés, utilisés jadis par Metchnikoff et Besredka, ont été à nouveau employés par les bactériologistes américains. Si on fait absorber à ces animaux une dose très importante de *S. Typhi* ils présentent un syndrome rappelant celui de la fièvre typhoïde humaine avec hémoculture et sérodiagnostic positif. L'embryon de poulet de 10 jours est très sensible : le dépôt de quelques bactéries sur la membrane chorio-allantoïdienne est suivi d'une prolifération des bactéries qui tuent l'embryon en 1 à 3 jours. L'incubation à l'œuf embryonné est intéressante pour mesurer le pouvoir protecteur des sérums humains ou

animaux, bien que cette maladie expérimentale n'ait que peu de points communs avec la fièvre typhoïde [37]

CHAPITRE 2

*EPIDEMIOLOGIE DES
SALMONELLOSES AVIAIRES*

CHAPITRE 2

EPIDEMIOLOGIE DES SALMONELLOSES AVIAIRES

2.1 Importance des salmonelles :

Les salmonelles jouent un rôle important en pathologie animale comme en pathologie humaine ou elles représentent l'un des volets principaux de ce que l'on a coutume d'appeler "le péril fécal" là où le niveau général d'hygiène des populations est insuffisant ; nul n'ignore, en outre, qu'elles constituent l'une des causes d'intoxication alimentaire les plus classiques chez l'homme dans les pays développés et à ce titre défraient périodiquement la chronique, mobilisent les opinions publiques et inquiètent les circuits de consommation donc de commercialisation de certains produits d'origine animale [31]

Salmonella, quatrième micro-organisme pathogène en importance après *Yersinia*, *Escherichia* et *Shigella* dans le genre entérobactéries, est un agent infectieux intracellulaire facultatif ; il a été isolé pour la première fois en 1885 par Daniel Salmon, vétérinaire. Depuis lors, plus de 2463 sérotypes différents ont été décrits, chacun d'entre eux étant caractérisé par une formule antigénique propre [36]

En 1996, les salmonelles ne sont responsables « officiellement » que de 1794 malades comptabilisés à partir de 162 foyers réellement collectifs (restaurants, cantines...). Mais on considère que les cas de diarrhées individuelles ou familiales sont rarement enregistrés, même s'ils sont parfois pris en charge par un médecin [30]

2.2 Portage des salmonelles :

On reconnaît habituellement trois types de relations entre le germe et son hôte :

2.2.1 Portage passif : ne dure que quelques jours et correspond à un simple transit de salmonelles sans implantation réelle.

2.2.2 Portage latent : observé chez toute espèce animale, correspond à l'implantation des germes après une primo-infection ayant un foyer fermé d'infection localisé qui peut se réveiller bien plus tard à la faveur d'un affaiblissement des défenses de l'organisme. Ces porteurs latents représentent un danger potentiel d'autant plus grave qu'il paraît souvent insoupçonné [34]

2.2.3 Portage actif : Concerne les malades qui excrètent les salmonelles de manière massive mais aussi les convalescents et parfois les porteurs sains [39]

2.3 Sources de transmission :

La transmission des salmonelles peut être assurée par tous vecteurs inanimés. Nous retiendrons plus particulièrement les aliments, l'eau de boisson, les bâtiments et le matériel d'élevage, de stockage ou de transport des œufs et des animaux. Mais ce sont les vecteurs animés, source principale de l'infection, qui jouent le plus grand rôle, plus de 100 espèces d'oiseaux peuvent héberger et disséminer une trentaine de sérotypes de salmonelles, le rôle principal revenant bien sur, en dehors des volailles domestiques, aux espèces à mœurs grégaires et plus ou moins anthropophiles, étourneaux, corvidés, mouettes, rapaces « urbanisés » dans certaines métropoles africaines, oiseaux d'agrément [31]

- L'eau souillée par des fientes ou autres matières contaminées.
- Transport : les points critiques sont le matériel et le stress du transport. Le matériel est souvent mal nettoyé, mal désinfecté « trimbalé » d'un élevage à l'autre sans soins.
- Locaux d'élevage : un vestiaire situé en bout de poulailler, dont l'utilisation est obligatoire pour toute personne devant pénétrer dans le bâtiment doit respecter le système de la « marche en avant » pour éviter des recontaminations à l'endroit du changement de tenue.
- Abattoirs : ils jouent un rôle majeur dans la dissémination du germe [69]
- Le portage inapparent ou chronique est habituel : certains oiseaux peuvent excréter des salmonelles, de façon continue ou intermittente pendant de longues périodes (plusieurs mois).
- Les matières virulentes principales sont les fientes. La production d'œufs contaminés chez les poules pondeuses infectées naturellement par *Salmonella. Enteritidis* [21]

2.4 Les voies de transmission :

Les exploitations de volailles peuvent s'infecter par différentes voies. On distingue de manière générale la voie verticale et la voie horizontale.

2.4.1 La voie verticale :

Par la voie verticale, on entend la transmission trans-ovarienne et donc la contamination de l'œuf fécondé, lors de passage de la bactérie des parentales aux poussins. Par

conséquence, le contrôle de l'infection chez parentales est capital dans un programme de lutte. Le mécanisme de transmission de la bactérie vers l'œuf est discuté de manière plus détaillée dans la section suivante.

2.4.2 La voie horizontale :

La voie horizontale de transmission est tout aussi importante que la voie verticale. En effet, on a vu précédemment que le taux de contamination des reproductrices étaient en général très faibles (bonne couverture vaccinale) tandis que les taux de contamination des poules pondeuses et des poussins à l'engrais était beaucoup plus élevés (faible couverture vaccinale). Ceci suggère un rôle important de la vaccination et de la voie de transmission horizontale. Plusieurs facteurs peuvent intervenir dans la transmission horizontale. Tout d'abord, la persistance de l'infection dans le bâtiment d'élevage et dans les couvoirs joue certainement un grand rôle [11, 24].

Les rats et les souris peuvent être porteurs de l'infection et contaminer les bâtiments et les aliments [68]

2.5 Les voies de pénétration :

Toutes les voies de pénétration peuvent être utilisées expérimentalement. Dans les conditions naturelles la voie digestive est la plus « universelle », les poussins peuvent se contaminer massivement par voie respiratoire dans l'éclosoir, le coït peut éventuellement, chez les adultes, assurer la transmission du contagage [31]

2.6 Répartition géographique :

Universellement répandue, comme la salmonellose des autres espèces animales.

Typhose et pullorose représentaient il y a une quinzaine d'années, un véritable fléau. Des mesures de lutte draconiennes ont permis, du moins en Europe et en Amérique du Nord, leur quasi-disparition, mais le vide biologique créé aurait favorisé le développement des autres salmonelles.

En Algérie, la recrudescence des salmonelloses aviaires dues aux *salmonella gallinarum* et *pullorum* depuis 1989, constitue un problème de grande ampleur économique, représenté par les infections par les sérotypes ubiquitaires, qui forment les zoonoses provoquant chez l'homme les toxi-infections alimentaires collectives, dues à l'ingestion d'aliments le plus souvent d'origine aviaire [18]

2.7 Réceptivité :

Sur le comportement des *Salmonella* soumises à l'action de différents facteurs intrinsèques ou extrinsèques. A cet égard, il convient de tenir compte des variations notables pouvant exister entre les souches, les sérotypes, ainsi que des facultés d'adaptation des *Salmonella* [12]

2.7.1 Facteurs intrinsèque :

- **Race** : certaines races ou souches de poules résistent mieux que d'autres à l'infection. Les races de petite taille comme la leghorn résistent généralement mieux que celles de gros volume.
- **Sexe** : les males résistent mieux que les femelles.
- **Le jeune âge** : le poulet peut être infecté à tout âge, mais les symptômes et les morts sont plus exceptionnels chez les sujets de plus de 6 semaines et rare chez ceux de plus de 3 semaines, sauf en cas d'infection par la souche variante autre que Pullorum.
- **Espèces** : les poussins et les dindonneaux sont les plus atteints, viennent avec une fréquence moindre les canetons et les faisandeaux.
- **L'immunité** : toutes les causes de déficience de l'immunité humorale et cellulaire entraînent une plus grande sensibilité à l'infection.

2.7.2 Facteurs extrinsèques : Sont variés :

- **Facteurs de stress** : qui dépriment les défenses naturelles de l'organisme ; le stress pourrait provenir d'erreurs d'élevage telles que :
 - ✓ Aération insuffisante ou excessive.
 - ✓ Surpopulation.
 - ✓ Programmes de vaccination.
 - ✓ Transport de l'éleveuse au poulailler de ponte.
 - ✓ Manque d'aliments au d'eau et le changement d'alimentation.
 - ✓ Mauvais réglage de la température des éleveuses.
- **Infestation parasitaire** : favorise l'infection et a pour conséquence l'installation d'un état de portage actif prolongé et une expression clinique aggravée due essentiellement aux cestodes, helminthiases aviaires et capillarioses.

- **Infection virale :** intercurrente, favorise l'expression clinique de la maladie en déprimant les défenses immunitaires : cas de l'infection par le virus de Newcastle, maladie de Gumboro, leucose et maladie de Marek.
- **Facteur iatrogène :** les traitements antibiotiques qui même s'ils sont actifs in vitro sur la salmonelle peuvent d'une part favoriser le portage intracellulaire et d'autre part déséquilibrer la flore intestinale diminuant ainsi son rôle d'effet de barrière [35]

2.8 Les facteurs de contamination :

2.8.1 Hygiène :

Le manque d'hygiène à la ferme, est très importante dans le but de briser les cycles de contamination de lots successifs d'animaux par les salmonelles résidentes de l'exploitation et pour circonscrire une contamination au niveau d'une loge ou d'un compartiment bien précis.

2.8.2 Le stress :

Le stress du transport, la contamination des aliments et le manque d'hygiène pendant le transport constituent, quant à eux, des facteurs de risque moins importants.

2.8.3 Aliments :

Les aliments semblent jouer un rôle moindre, les salmonelles présentes dans les aliments sont invasives. Elles ne s'installent pas pendant une longue durée chez l'hôte et ont peu tendance à provoquer un état de portage sain prolongé. Les aliments peuvent être contaminés sur le site de l'exploitation lui-même. A ce moment, il est évident que d'autres sérotypes, notamment beaucoup plus invasifs, peuvent s'y retrouver.

2.8.4 Les rongeurs :

Les rongeurs jouent un rôle non négligeable. Il faut donc veiller particulièrement à lutter eux.

2.8.5 Autres facteurs prédisposant :

La taille de troupeau, l'achat d'aliment à l'extérieur de la ferme, l'usage d'aliments secs par rapport à une alimentation liquide susceptible de subir des fermentations, l'achat d'animaux infectés ou porteurs sains, la saison, un mauvais management des effluents d'élevage, une succession de lots sans nettoyage et désinfection [35]

2.9 Evaluation de l'exposition et caractérisation des risques liés à *Salmonella* dans les poulets de chair :

Le modèle d'évaluation des risques est défini en fonction d'un certain nombre de paramètres décrivent les processus de distribution, de stockage, de préparation, de cuisson et de consommation des carcasses de poulet de chair. Certains de ces paramètres peuvent être considérés comme d'ordre général en ce sens qu'ils peuvent être utilisés pour décrire la situation dans différents pays. Par contre certains paramètres sont propres à un pays, par exemple la prévalence de carcasses contaminées par *Salmonella* à la fin de la transformation. Les prévisions de risque pour un pays sont meilleures si elles découlent des données spécifiques à ce pays.

L'évaluation de l'exposition de *Salmonella* dans les poulets de chair reproduit le mouvement des poulets contaminés par *Salmonella* dans la chaîne alimentaire, à partir où s'achève le processus d'abattage [50]

CHAPITRE 3

*ETUDE DES
SALMONELLOSE AVIAIRES*

CHAPITRE 3

ETUDE DES SALMONELLOSE AVIAIRES.

3.1 La définition de la salmonellose aviaire :

Les salmonelloses aviaires sont des maladies infectieuses, contagieuses, transmissible à l'homme dues à la multiplication dans l'organisme des oiseaux d'un germe du genre *Salmonella* [69]

Chez les oiseaux, plus de 200 sérotypes de *Salmonella* ont été identifiés et la maladie s'exprime cliniquement, en fonction de la date d'infection et de l'âge des malades par des troubles génitaux, digestifs ou organiques extrêmement variés [31]

3.2 La maladie chez les volailles :

Deux sérotypes, Pullorum et Gallinarum, sont adaptés aux volailles domestiques. Ils ne sont que faiblement pathogènes pour l'homme bien que des cas de salmonellose due à ces sérotypes aient été décrits chez des enfants. De nombreux autres sérotypes ont souvent été isolés chez les volailles, que l'on considère pour cette raison comme l'un des principaux réservoirs de salmonelles [53]

3.2.1 La pullorose :

3.2.1.1 Définition de la maladie :

La pullorose du poulet est due à *Salmonella enterica* subspecies *enterica* serovar pullorum (*Salmonella Pullorum*). La forme aigue de cette maladie est spécifiquement une affection septicémique chez les poussins [41]

Encore appelée diarrhée blanche, cette maladie affecte surtout les jeunes [1]

3.2.1.2 Etiologie :

Bien que le germe responsable ait beaucoup de traits communs avec le genre *Salmonella* dans l'ensemble, *Salmonella Pullorum* en diffère par un caractère important, à savoir qu'il n'est pas mobile et qu'il ne contient que des antigènes « O » ou antigènes somatiques.

3.2.1.3 Espèces affectées :

La pullorose s'attaque principalement au poussin domestique mais on l'a aussi diagnostiquée chez plusieurs autres espèces d'oiseaux parmi lesquels la dinde, le canard, le pigeon, la pintade, le faisan, le moineau et autres volatiles sauvages [23]

3.2.1.4 Transmission :

La transmission ovarienne est le principal mode de contamination de la maladie. Le gibier à plumes et les volailles de basse-cour sont les principaux réservoirs de l'infection et les oiseaux sauvages peuvent être vecteurs de l'agent infectieux, jouant ainsi un rôle important dans l'épidémiologie de la maladie [41]

D'autres modes de transmission incluent la pénétration de coquille, alimentent la contamination, la transmission de contact dans le hatcher, la couveuse, le plancher, cannibalisme des oiseaux infectés, œuf mangeant, et par des blessures sur la peau [57]

3.2.1.5: Symptômes :**3.2.1.5.1 Symptômes chez le poussin :**

Les signes cliniques de la pullorose sont inconstants et rarement significatifs. Cette caractérisation veut d'ailleurs pour la plupart des maladies des poussins et même si l'examen sur le terrain peut inspirer un soupçon bien déterminé, il est donc essentiel en cas de partes alarmantes, de prélever des échantillons et de les soumettre à un examen bactériologique [23]

Ceux-ci incluent les oiseaux moribonds et morts dans l'incubateur ou peu temps après la hachure si les poussins et les poulets sont hachés des œufs infectés. Les oiseaux peuvent manifester la dépression, la somnolence, l'anorexie, les ailes abaissées, la déshydratation, la faiblesse et l'adhérence des fèces au passage [33, 42,60]

On observe une augmentation de la mortalité et mauvaise qualité des poussins provenant des œufs infectés [41]

3.2.1.5.2 Symptômes chez l'adulte :

Presque tous les oiseaux adultes qui souffrent de pullorose sont des porteurs latents qui ont survécu à une épizootie dans leur jeune âge ou qu'une infection localisée a chroniquement marqués dans leur jeunesse. Il est rare qu'ils manifestent des signes cliniques, mais ils se font parfois remarquer par une baisse de ponte, de la fécondité et du taux d'éclosion de leurs œufs.

Les symptômes ressemblaient à ceux de la typhose : dépression générale, perte de l'appétit, diarrhée, pâleur de la crête, mort dans quelques jours consécutifs aux premiers symptômes [23]

3.2.1.6 Evolution :

L'évolution elle aussi fatale, ou des troubles chroniques cachectisants : arthrites, diarrhées récidivantes, omphalites qui font suite aux formes aiguës dans la chronologie de l'évolution [47]

3.2.1.7. Morbidité et mortalité :

La morbidité et la mortalité peuvent être dues fortement variable à de divers facteurs tels que l'âge de l'oiseau, le statut alimentaire de l'oiseau, la gestion de bande et l'infection concourante. La mortalité peut s'étendre de 0% à 100%, particulièrement en poussins et poulets [26, 71]

3.2.1.8 Lésions :

Les lésions de la pullorose observées chez poussins âgés de quelques jours sont une péritonite associée à une congestion de tous les tissus, et une rétention d'un sac vitellin enflammé. Une infection de plus longue durée se traduit par une typhlite avec dépôt de foyers nécrotiques et des foyers de nécrose punctiformes dans le foie (figure n°5), les poumons et d'autres viscères. Les oiseaux adultes présentent des ovaires déformés ou rabougris [41]



Figure n° 5: lésions de foie et poumon chez un poussin affecté la pullorose.

Figure n° 6 : lésions intestinales observées dans le caecum de un poulet affecté la pullorose [64]

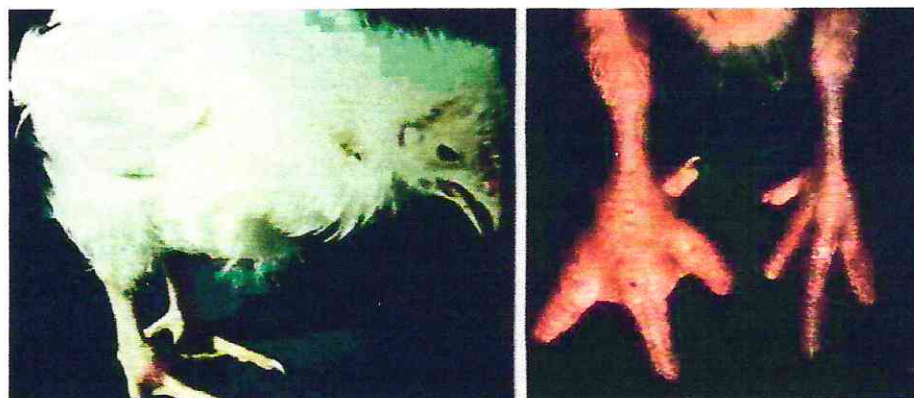


Figure n°7: Pullorose: Arthrites salmonelliques. A gauche, atteinte de l'articulation tibio-métatarsienne (cliché J.LECOANET).à droite, infection à la suite d'une coupe de griffes (cliché SANDERS) [32]

3.2.2 La typhose :

3.2.2.1 Définition de la maladie :

La typhose des poulets et des dindons est due à *S. Gallinarum*. Elle est plus souvent observée chez des oiseaux plus âgés ou adultes [41]

3.2.2.2 Etiologie :

La première mention de la typhose aviaire en Angleterre remonte à 1885, sous la responsabilité d'un germe appelé *Bacillus gallinarum* et sous l'appellation vulgaire de « leucémie infectieuse ». On sait aujourd'hui que la maladie est imputable à un germe classé sous le nom de *Salmonella gallinarum*, très proche de *S.Pullorum* [23]

3.2.2.3 Espèces affectées :

Presque toutes les épizooties de typhose surviennent dans des élevages de poules, bien qu'on puisse également en constater dans les élevages de dindes.

Les volailles sont sensibles à tout âge mais la plupart des épizooties se rencontrent chez des sujets en voie de croissance, en particulier les poulettes de trois mois qui vont commencer à pondre. Les poussins sont rarement atteints quoique l'infection par les œufs soit non seulement possible mais encore prouvée [23]

3.2.2.4 Transmission :

L'oiseau infecté, tel qu'un porteur ou un réacteur, est de loin le moyen le plus important de la diffusion des bactéries. Les oiseaux peuvent non seulement infecter leur propre

génération. La transmission d'œufs peut résulter de la contamination de l'ovule après ovulation [8, 9]

Les fèces des oiseaux infectés sont une source important de contamination d'autres oiseaux. L'alimentation, l'eau et la civière souillées peuvent être des sources des *Salmonella Gallinarum*.

Les mammifères, les mouches et les insectes sauvages peuvent être importants dans la diffusion mécanique [56,66]

3.2.2.5 Symptômes :

La mortalité la plus élevée se produit habituellement dans les oiseaux de deux à trois semaines d'être considérablement réduits dans le poids. Les bands qui ont éprouvé une manifestation grave auront un pourcentage plus élevé des porteurs à la maturité. On peut observer d'autres signes, y compris la cécité, l'anorexie, la diarrhée, la dépression, la déshydratation et la perte de poids.

On peut observer des signes cliniques non spécifiques, y compris un déclin dans la consommation d'alimentation, un aspect abaissé, ou des peignes de plume et pâles et rétréci hérissés [19, 71,60]

3.2.2.6 Evolution :

Peut également évoluer sous forme d'une septicémie rapidement mortelle, ou d'une entérite [47].

Le taux de la mortalité est extrêmement variable ; dans les troupeaux nouvellement infectée, l'évolution aigue est de règle, et la mortalité varie entre 4 et 30% ou davantage [23]

3.2.2.7 Lésions :

Lors de typhose, du fait d'une septicémie généralisée, le foie généralement hypertrophie, sombre et friable avec une couleur vert-bronze caractéristique (figure n°8). La moelle osseuse est aussi souvent brunâtre [41]

Les petites nodules blanches semblables peuvent être présentes dans le pancréas, le poumon (figure n°10), muscle du gésier et dans le caecums. Quelque oiseaux peuvent montrer les joints gonflés contenir le fluide visqueux crémeux [33,60]



Figure n°8 : de gauche à droite, Typhose. Hépatites discrète (cliché J.LECONET) et importantes, avec une ovarite et des nodules cardiaques (clichés SANDERS). Cet aspect bronzé (verdâtre) caractéristique, du aux pigments biliaires, apparait une exposition à l'air.



Figure n°9 : Typhose. De gauche à droite : Ovarite (aspect « cuit ») ; ponte abdominale, lésions diverses (Typhlite avec boudins de caséum dans les caecums, pneumonie. Arthrite. Persistance du vitellus...) (clichés SANDERS).

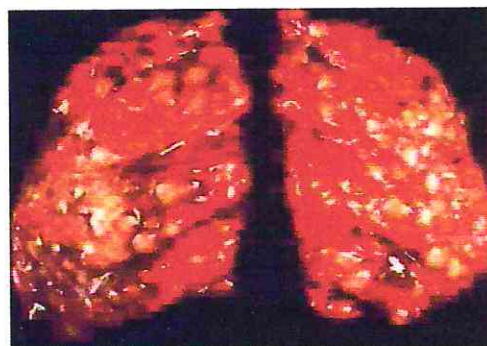


Figure n°10 : Typhose pulmonaire. Ces foyers de nécrose peuvent entrainer une confusion avec une aspergillose (Cliché SANDERS).

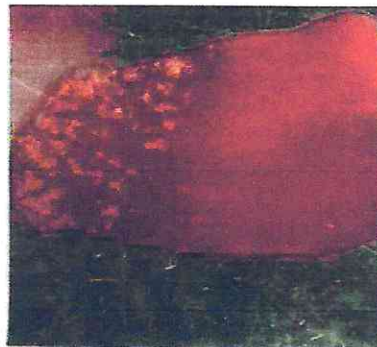


Figure n°11 : Salmonellose hémo-agglutination sur lame positive (Cliché Lab.BAYER) [32]

3.2.3 Paratyphoses :

Elles peuvent être dues à de nombreux sérotypes, les plus souvent rencontrés sont : *Salmonella typhimurium*, *Salmonella Saint Paul*, *Salmonella senftenberg*, *Salmonella enteridis*, *Salmonella anatum*, *Salmonella arizona*...

Elles se déclarent souvent à la faveur d'un stress, provoquant de la mortalité chez les jeunes, des retards de croissance, de la diarrhée. L'Arizonose de la dinde (figure n 12), cause fréquente de mortalité avant l'âge d'un mois, peut s'accompagner de kératites et de cécité.

Les Paratyphoses représentent un problème économique important chez le pigeon et le canard [47]



Figure n  12: Arizonose (dindon). Irdocyclite (maladie de l' cil blanc) (Cliché LDA 22) [32]

CHAPITRE 4

DIAGNOSTIC ET METHODES DE LUTTE CONTRE LES SALMONELLES

CHAPITRE 4

DIAGNOSTIC ET METHODES DE LUTTE CONTRE LES SALMONELLES

4.1 Techniques de diagnostic :

4.1.1 Identification de l'agent pathogène :

La fréquence d'échantillonnage et de type d'échantillons obtenus dépendront des investigations cliniques, des équipements du laboratoire, des données épidémiologiques et des objectifs.

Des échantillons individuels sont collectés le plus aseptiquement possible pour des tests bactériologiques et avant que tout traitement antibiotique ait été commencé. Les échantillons sont collectés durant la phase aiguë de la maladie ou le plus prêt possible après le décès. Dans le cas d'élevage intensif des troupeaux de volaille, des échantillons d'environnement prélevés sur le sol tels que la litière, la poussière ou des prélèvements réalisés sur les bottes à l'aide d'un écouvillon, peuvent être le meilleur moyen efficace d'identifier les troupeaux infectés. Des précautions doivent être prises pour éviter contaminations croisées des échantillons durant leur attente et au laboratoire.

Une attention particulière doit être portée à l'isolement de salmonelles à partir d'animaux présentant une infection sub-clinique, du fait que ceux-ci peuvent excréter la bactérie de façon intermittente et en faible nombre.

L'augmentation de la taille de l'échantillon, du nombre d'échantillons représentant plus d'individus associés au poolage des échantillons et à un échantillonnage répété peuvent augmenter la sensibilité du diagnostic [40]

4.1.2 Diagnostic bactériologique :

Le diagnostic est principalement bactériologique et comporte 4 étapes successives :

❖ Le pré-enrichissement :

C'est une phase non sélective qui utilise un milieu riche (eau peptonée tamponnée) dans lequel l'échantillon est dilué en général au 1/10 et pour laquelle l'incubation dure une vingtaine d'heures à 35°C ou 37°C. Au terme de cette phase, toutes les salmonelles (mais

aussi les autres bactéries contenues dans l'échantillon) qui peuvent être, au sein du prélèvement, dans un état physiologique précaire, ont récupéré leurs facultés à se multiplier rapidement.

❖ **L'enrichissement :**

Afin de minimiser la croissance des autres bactéries associées au prélèvement et de poursuivre la multiplication sélective des salmonelles, une portion du milieu de pré-enrichissement est transféré dans un ou plusieurs milieux d'enrichissement. Selon les facteurs sélectifs qui entrent dans leur composition, ces milieux sont classés dans trois familles : les bouillons au sélénite, ceux à base de tétrathionate et enfin les Rapport-vassiliadis (qui contiennent de la verte malachite et du chlorure de magnésium). L'incubation de la majorité de ces milieux a lieu à une température élevée, également sélective (42 °C).

❖ **L'isolement :**

Il s'agit également d'une phase sélective mais qui utilise cette fois des milieux solides coulés en boîtes de pétri. Les milieux d'isolement préconisés pour la recherche de salmonelles contiennent une telle variété d'associations de facteurs sélectifs que l'on ne dénombre pas moins de 30 formules commercialement disponibles dont aucune, cependant, n'est totalement sélective. Aujourd'hui, les formules des nouveaux milieux d'isolement incluent des facteurs chromogènes puisqu'elles prennent une coloration très particulière (fonction du milieu et du facteur chromogène utilisé).

❖ **L'identification biochimique :**

Doit être réalisée sur des souches pures. Les salmonelles présentent les caractères biochimiques différentiels. L'identification sérologique est achetée pour ce faire, les sérums agglutination anti-*Salmonella* O et H disponible dans le commerce [44,30]

4.1.3 Diagnostic sérologique :

Ce diagnostic indirect est possible si et seulement si la souche présente un caractère pour l'hôte considéré. Dans ce cas, les anticorps (IgM puis IgG) présents dans le sérum peuvent être mis en évidence par agglutination ou par une technique ELISA [30]

Le sérodiagnostic de Widad et félix est surtout utile au diagnostic des fièvres typhoïdes. Il permet la recherche d'anticorps anti-O et anti-H des sérovars Typhi, Paratyphi A B C. [51]

Les épreuves sérologiques seront meilleures si elles sont utilisées en tant diagnostic d'élevage car si elles sont effectuées sur des individus, elles pourront varier selon le stade de l'infection. Il est cependant nécessaire de collecter suffisamment d'échantillons individuels si l'on veut diagnostiquer une infection au sein de l'élevage. Si l'épreuve est pratiquée en vue d'une éradication des oiseaux infectés, elle doit être répétée au moins 2 fois et de préférence jusqu'à l'obtention de 2 tests négatifs pour tous les individus de l'élevage.

Les épreuves les plus faciles à réaliser sont l'hémo-agglutination rapide sur lame, la séro-agglutination rapide sur lame (SARL), l'agglutination en tube la micro-agglutination. D'autres *Salmonella* invasives telles que *S.Enteritidis* et *S.Typhimurium* peuvent donner des résultats faussement positifs lors d'épreuves sérologiques pour *S.Pullorum* [41]

Les tests ELISA ont été utilisés efficacement pour identifier les bovins sérologiquement porteurs de *S.Dublin* et peuvent être appliqués au lait de mélange pour le dépistage dans les élevages laitiers. Un test similaire est utilisé pour la détection d'anticorps dirigés contre *S.Enteritidis* et *S.Typhimurium* dans le jaune d'œuf à partir des élevages commerciaux de poules pondeuses.

Certains tests ELISA sont maintenant utilisés en routine et un certain nombre sont commercialement disponibles. L'objectif de cette section est de prendre en considération les épreuves sérologiques qui ont été pleinement évaluées et utilisées en routine pour le diagnostic d'une salmonellose chez l'animal. D'autres épreuves qui sont encore au stade du développement ne seront pas examinées [40]

4.1.4 Diagnostic histologique :

Nous pouvons à ce propos signaler que l'examen histologique ne doit pas être négligé et chez les oiseaux, comme dans toutes les autres espèces animales, permet de « rattraper » ou incite à poursuivre et à améliorer un examen bactériologique initialement infructueux, en mettant en évidence dans le foie, plus particulièrement, des lésions caractéristiques de l'infection salmonelliques [31]

4.1.5. Diagnostic des salmonelloses aviaires :

Un diagnostic définitif de la typhose et de la pullorose exige l'isolement et l'identification des *S.Gallinarum* et *S.Pullorum*, respectivement. Cependant un diagnostic expérimental peut être fait, et basé sur l'histoire de bande, les signes cliniques, la mortalité et

les lésions. Les résultats sérologiques positifs peuvent également être de grande valeur en détectant l'infection ; cependant, des résultats négatifs ne devraient pas être considérés proportionnés pour un diagnostic définitif, en raison d'un retard de trois à dix jours ou plus dans l'aspect des anticorps d'agglutination après infection. En outre, des réactions croisées avec d'autres salmonelles, telles que des *S. Enteritidis*, devraient être considérées en interprétant des résultats sérologiques [22,70]

4.2 Les méthodes de lutte contre les salmonelles :

4.2.1 Traitement des salmonelloses aviaires :

A la différence de *S. Gallinarum-pullorum* pour laquelle le dépistage sérologique est réalisé en pratique, la plupart des salmonelles, dont le tropisme est surtout digestif, génèrent peu ou pas de réponse sérologique détectable. Les infections par *S. Enteritidis* et *S. Typhimurium* s'avèrent donc particulières.

Le traitement n'est pas réglementairement envisageable chez la poule infectée par *S. Enteritidis* ou *Typhimurium*. Les traitements antibiotiques réduisent le portage, mais ne le suppriment pas [21]

Il fait appel à tout l'arsenal thérapeutique utilisé contre les germes Gram négatif :

- Quinolones (acide nalidixique, acide oxolinique, fluméquine, enrofloxacin) ;
- Aminosides : par voie parentale (injectable ou per os pour maîtriser les porteurs sains ;
- Bétalactamines (amoxicilline, ampicilline) ;
- Tétracyclines (cyclines de 2^{ème} génération doxycycline) [69]

4.2.1.1 Traitement de la pullorose :

4.2.1.1.1 Chez les poussins :

Quand une épizootie se déclare parmi des poussins destinés à la reproduction ou conservés à ce titre, le mieux à faire pour garantir l'avenir est de détruire leur couvée tout entière, car leur maintien même momentanément aux fins de consommation future ne ferait que disséminer l'infection et brouiller le programme des tests sanguins qui s'imposent.

Si les sujets sont réservés pour la consommation uniquement, on peut mêler à leur ration 0,04% de furazolidone pendant dix de suite. Ce médicament est souvent très efficace et

peut fortement diminuer le nombre des porteurs latents si on l'a administré les premiers signes d'alerte [23]

On laisse le poussin au repos pendant une dizaine de minutes, puis l'on poursuit l'opération avec de l'eau tiède légèrement savonneuse. Une fois ramollie, on détachera la croûte formée par la matière fécale, en prenant toute précaution pour ne pas blesser le poussin ; très souvent, pour ne pas dire toujours, l'emplacement entourant l'anus sera nu, le duvet ayant suivi la croûte lors de son détachement, on badigeonnera la surface dénuée avec l'huile d'amandes douces afin de calmer l'inflammation [58]

4.2.1.1.2 Chez les adultes :

Toute l'éradication de la pullorose se base sur le test sanguin d'agglutination qui permet d'éliminer du groupe des reproducteurs les porteurs latents.

4.2.1.1.3 Chez les porteurs chroniques :

Il est démontré que la furazolidone à 0,04% administrée pendant dix jours aux sujets porteurs chroniques peut réduire le nombre de ceux qui réagissent positivement aux tests de diagnostic et diminuer ou même éliminer l'infection de leurs œufs [23]

4.2.1.2 Traitement de la typhose aviaire :

Tous les sujets visiblement malades doivent être sacrifiés ; de même que celles des morts, leurs carcasses doivent être incinérées ou enfouies dans la chaux vive.

Les non-réagissant seront dans la mesure du possible installés en parquets neufs ou sur litière renouvelée. La furazolidone, ajoutée pendant dix jours aux aliments à raison de 0,04%, réduira généralement les pertes ainsi que le nombre des porteurs chroniques si elle est administrée dès les premiers signes d'apparition de la maladie. Grâce à ce traitement, les œufs cesseront d'être contaminés par les *Salmonella* [23]

4.2.2 Prophylaxie :

4.2.2.1 Prophylaxie sanitaire :

4.2.2.1.1 L'hygiène :

- ❖ **Hygiène collective :** c'est la prévention du péril fécal par le contrôle bactériologique de l'efficacité du réseau de distribution d'eau potable et l'installation de réseaux d'assainissement.

- ❖ **Hygiène individuelle** : c'est la détection des porteurs sains notamment parmi le personnel des cuisines ou des industries alimentaires [6]

4.2.2.1.2 Défensive :

- ❖ Importance de la maîtrise sanitaire des élevages, tenant compte des multiples sources d'infection (eau, aliments, visiteurs, rongeurs, insectes, etc.) et notamment des oiseaux et des œufs issus d'élevages non indemnes).
- ❖ Importance du contrôle systématique et régulier des élevages fondé sur l'étude bactériologique de prélèvements réalisés sur un nombre significatif de sujets (analyses de fientes, étude de carcasses à l'abattoir) et l'environnement (contrôles d'ambiance : murs, fonds de cages, eau d'abreuvoir...) en mettant l'accent sur les établissements producteurs d'œufs à couver, d'accouaison, détenant des poules pondeuses, etc.

4.2.2.1.3 Offensive :

En cas de foyer, l'abattage total des animaux et la destruction des œufs associés à une désinfection des locaux et matériel contaminés et un vide sanitaire sont souvent le seul moyen de permettre d'éliminer l'infection [21]

4.2.2.1.4 Poussins :

- Les poussins, répartis en lots d'importance en rapport avec l'effectif, seront élevés sans contact direct ou indirect avec les adultes.
- Ils seront élevés sur treillis de 8 mm pendant les 10 à 12 premiers jours, puis de 14 mm.
- Aucune nourriture ne sera distribuée pendant les 4 premiers jours : le reliquat de vitellus suffit.
- les sujets malades ou chétifs seront immédiatement isolés ou mieux, sacrifiés [67]

4.2.2.1.5 Couvoirs :

- ❖ Un isolement rigoureux,
- ❖ La désinfection des œufs à tous les stades,
- ❖ La propreté du personnel [31]

4.2.2.2.6 Elevages :

Il est très difficile d'établir le mode, l'origine et le niveau des infections salmonelliques. Les règles élémentaires de prophylaxie sanitaire ne sont plus jamais applicables :

- Désinsectisation aux retrait des oiseaux avant que les insectes commensaux ne regagnent leurs cachettes,
- Dératisation permanente,
- Nettoyage désinfection,

Il est toujours souhaitable d'isoler les bâtiments entre eux ainsi que des oiseaux sauvages.

Il faut des sas d'entrée tampons, des silos facilement nettoyables.

4.2.2.2.7 Transport :

Il est nécessaire de prévoir un matériel facilement nettoyable et désinfectable.

4.2.2.2.8 Abattoirs, transformation :

- ❖ Comportement hygiénique absolu : hygiène= mains propres= lavabos.
- ❖ Les salmonelles sont des entérobactéries donc des germes de contamination fécale.
- ❖ Il faut exiger le lavage des mains après chaque séjour aux toilettes. Le respect de la chaîne du froid doit être absolu [69]

4.2.2.2.9 Déchets :

Tous les déchets (cadavres, viscères, plumes) d'oiseaux morts ou préparés pour la vente seront brûlés [67]

4.2.2.2.10 Reproducteurs :

Le contrôle des reproducteurs est réalisé en cours d'élevage, sous forme de 2 examens bactériologiques de litière à 8 et 12 semaines, et en cours de production, par dépistage sérologique de l'infection par *Salmonella gallinarum pullorum* sur l'ensemble de l'effectif [47]

4.2.2.2.11 L'aliment :

En ce qui concerne l'aliment et plus particulièrement d'origine animal, nous rappellerons pour mémoire que la présence de salmonelles y est fonction de la qualité (bactériologie) initiale du produit, des traitements mécaniques ou thermiques qu'il subit (miettes – granulés), mais aussi du soin apporté à son stockage pour éviter les contaminations ultérieures (rongeurs par exemple). On peut aussi être amené à proscrire les farines d'origine animale pour les reproducteurs. L'acidification d'aliment par adjonction d'une solution d'acide formique, d'acide sorbique ou d'un mélange acide formique/acide propionique (à raison respectivement de 0,6 et 0,5-0,8 %) permet de réduire considérablement le danger que

représente pour le poulet un aliment contaminé « naturellement » ou expérimentalement par des salmonelles. Cette acidification associée à la technique d'exclusion compétitive permet de protéger des poulets contre une contamination « environnementale » par *S. Enteritidis*.

4.2.2.2.12 Eau :

Source et moyen de diffusion du contagé dans l'espace et le temps doit faire l'objet de contrôles rigoureux et systématiques, sa qualité bactériologique étant sujette (quelle que soit sa provenance) à des « fluctuations » aussi importantes que fâcheuses et inattendues [31]

4.2.2.2.13 Elimination des porteurs :

Une des méthodes les plus importantes de commander la typhose et la pullorose est par la surveillance sérologique des bandes. Un essai d'ELISA qui peut être économique pour examiner un grand nombre de bandes et d'oiseaux est également disponible pour le criblage des bandes pour la typhose et la pullorose [46,45]

4.2.2.2.14 Critères de l'extirpation :

Les bases d'un programme d'extirpation pour un secteur ou un pays peuvent inclure ce qui suit :

- ❖ des bandes infectées doivent être placées sous la quarantaine et les bandes infectées sur le marché sous la surveillance.
- ❖ tous les rapports de la typhose et la pullorose doivent être compartiment étudié un état autorisé ou une agence fédérale ou d'autres fonctionnaires [3,54]

4.2.2.2 Prophylaxie médicale :

Elle peut utiliser plusieurs méthodes :

4.2.2.2.1 Chimio-prévention :

Basée sur l'utilisation à titre préventif des anti-infectieux utilisée pour le traitement, elle combat plus les contre-performances économique des lots infectés qu'elle n'empêche l'apparition épisodique de manifestation cliniques ou élimine le portage chronique des germes. Elle a, chez les volailles, les même inconvénients que chez les autre espèces mais peut, en certaine circonstance, ne pas être dépourvue d'intérêt et venir compléter ou potentialiser d'autres techniques d'assainissement [31]

4.2.2.2.2 Vaccination :

Il existe des vaccins tués ou vivants préparés à partir de souches spontanément atténuées ou élaborées en laboratoire.

Les vaccins vivants sont préparés à partir des mutants auxotrophes (défaut de synthèse de certains éléments essentiels à la vie de la bactérie) mais ces bactéries mutantes peuvent parfois retrouver une certaine virulence.

On constate une séroconversion chez tous les oiseaux vaccinés :

- ✓ Par voie orale pour les vaccins vivants administrés dès l'âge de 1 jour ;
- ✓ Par voie parentérale pour les inactivés.

L'excrétion et le portage de salmonelles bien que faibles persistent.

De nombreux rappels doivent être faits sur les reproducteurs pour maîtriser complètement la colonisation des coeca 16-18-22 semaines.

Les vaccins contre les salmonelles ne représentent qu'une part de la prévention qui doit satisfaire d'abord à l'amélioration des conditions sanitaires d'élevage [69]

Un certain nombre d'investigateurs ont évalué les vaccins antibactériens de phase tués et modifiés pour la typhose. Les études sur l'utilisation de la contrainte 9R en tant que vaccin oral ou injectable de phase avec ou sans des adjuvants d'huile ont indiqué des résultats variables [52, 62,25]

Pareillement, on a rapporté que des protéines externes de membrane des *S.Gallinarum* offrent à une meilleure protection que le 9R le vaccin de phase en termes de dégagement de la contrainte pathogène contre les organes internes [13,14]

4.2.2.2.3 Flore de barrière :

L'implantation de la flore de barrière fait jouer le mécanisme « d'exclusion compétitive » dont le principe était connu depuis longtemps mais dont l'intérêt pratique a été bien mis en évidence en 1973 avec l'inoculation orale au poussin de 1 ou 2 jours de contenu intestinal d'oiseaux adultes sains diminuant considérablement la sensibilité des sujets traités à une infection expérimentale ultérieure par *S.typhimurium*.

Ces travaux concordent pour démontrer qu'une « flore intestinale normale » peut exercer un effet protecteur vis-à-vis d'infections bactériennes, salmonelliques en particulier, survenant ultérieurement.

L'intérêt des chercheurs ne saurait donc se relâcher vis d'une technique qui pourrait permettre de réunir les vertus cardinales que sont en matière d'immunisation : innocuité, efficacité, polyvalence avec en « prime » réduction de la pression d'infection au niveau de l'animal comme de l'environnement voire un effet bénéfique sur la croissance [31]

*Partie
expérimentale*

1. Problématique :

En Algérie, malgré la présence de textes et des lois, il est difficile de connaître la réalité sur les salmonelloses aviaires, plusieurs élevages sont infectés sur le territoire national, qui malheureusement n'est pas déclarés par les vétérinaires praticiens et donc l'éradication de cette maladie restera difficile à réaliser.

2. Objectif du travail :

Le but de notre travail est d'étudier les facteurs de risque d'introduction et de persistance des salmonelles dans les élevages de poulets de chair.

3. Matériel et méthodes :

Notre enquête est basée sur un questionnaire s'articulant essentiellement autour de 10 questions permettant d'évaluer les facteurs de d'introduction et de persistance des salmonelles dans les élevages de poulets de chair. Ce questionnaire a été tiré au nombre de 55 destinés aux éleveurs de poulets de chair, sont remplis par ma propre personne suite à un entretien direct avec ces derniers. La distribution a concernée toute la wilaya de Béjaia, à savoir les régions montagneuses, la vallée et le littoral comme l'indique la carte ci après (voir figure n°13).

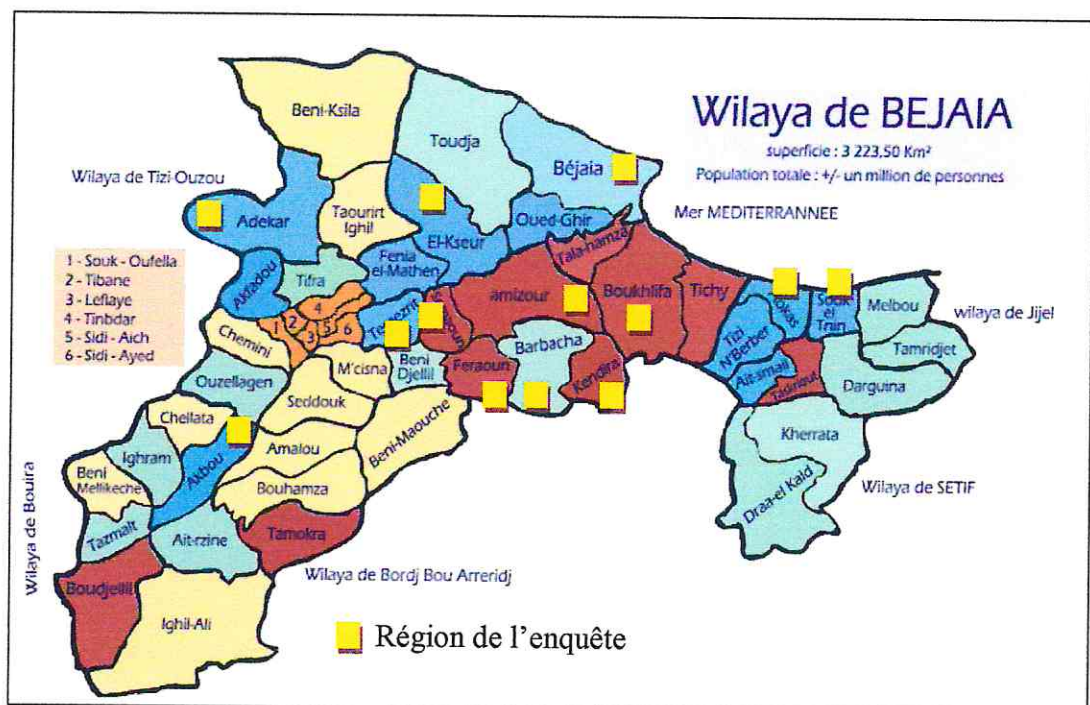


Figure n°13 : Carte géographique de la wilaya de Béjaia [18]

Questionnaire relatif aux facteurs de risque d'introduction et de persistance des salmonelles dans les élevages de poulets de chair dans la wilaya de Bejaia.

1- LITIERE :

a- La litière est-elle stockée sur élevage ?

- Oui.
- Non.

b- Origine de la litière :

- Interne.
- Externe.

c- Nature de la litière :

- Paille non hachée.
- Paille hachée.
- Copeau.

2- SAS SANITAIRE :

a- Y a-t-il dans le sas une tenue pour les visiteurs ?

- Aucune.
- Bottes ou chaussures spécifique à l'élevage.
- Blouse.

b- Solution désinfectante dans le pédiluve :

- Nom
- Non ou absence.

3-DECONTAMINATION AMENAGEMENT :

a- Aspect du matériau constituant les parois latérales :

- Lisse.
- Semi lisse.
- Rugueux.

b- Nature du sol :

- Terre battue.
- Bétonné.

c- Présence d'une fosse de récupération des eaux souillées :

- Oui.
- Non.

4-DECONTAMINATION CONDUITE

a- Qualité de l'eau utilisée pour le nettoyage :

- Potable.
- Non potable.
- Absence de nettoyage.

b- Température de l'eau de nettoyage :

- Eau chauffée.
- Eau non chauffée.
- Absence de nettoyage.

5-DECONTAMINATION MATERIEL D'ABREUUREMENT :

- a- Nettoyage du bac à eau :
- Pas de nettoyage.
 - Lavage et désinfection.
 - Désinfection.
- b- Après désinfection, le bac a-t-il été couvert ?
- Oui.
 - Non.
 - Absence de bac.

6-ALIMENT :

- a- Le camion de livraison d'aliment :
- Stationne sur la voie d'accès au sas sanitaire.
 - Passe sur la voie d'accès au sas sanitaire.
 - N'emprunte pas la voie d'accès au sas sanitaire.
- b- Forme de l'aliment utilisé au démarrage :
- Farine.
 - Granulé.
 - Miette.

7-BATIMENT :

- a- Présence de gouttières sur les 2 longueurs de chaque coté du toit :
- Oui.
 - Non.
- b- Le bâtiment est il orienté en travers des vents dominants (cotes) :
- Oui.
 - Non.

8-EAU :

- a- L'élevage est-il alimenté en eau par :
- Un réseau privé.
 - Un réseau public.
 - Les deux.
- b- Contrôlez-vous la potabilité de l'eau arrivant à votre élevage ?
- Non.
 - Oui.
 - Date et résultats des derniers examens.....

9-CADAVRES :

- a- Comment sont éliminés les cadavres :
- Donnés aux chiens de l'exploitation.
 - Mise sur le tas de fumier.
 - Equarrissage.
 - Autre (enterrés, fosse).

b- Comment sont-ils stockés :

- Non protégés.
- En sac fermé près du bâtiment.
- En sac fermé à l'écart.
- Dans un container.
- Brûlés près du poulailler.

10- FAUNE SAUVAGE ET DOMESTIQUE :

a- Observez-vous des rongeurs morts ou vivants ?

- Oui.
- Non.

b- Quand avez-vous effectué un traitement insecticide ?

- Aucun.
- Lors du départ du lot précédent.
- Au cours de la décontamination.
- Avant livraison des poussins.

c- Lieu d'application de l'insecticide :

- Fumier.
- Sol.
- Paroi.
- Aucun.

Nous vous remercions pour votre collaboration à la réalisation de cette enquête.

4. La période de l'enquête :

Les questionnaires ont été distribués entre le mois de décembre 2007 pendant les vacances d'hiver et le mois de mars 2008 pendant les vacances de printemps.

5. Résultats:

1^{ère} question : La litière :

5.1. a La litière est-elle stockée sur l'élevage :

Tableau n°5 : Répartition de La litière est-elle stockée sur élevage.

Litière	Nombre de réponses	Pourcentage %
Stockée sur élevage	22	40%
Non stockée sur l'élevage	33	60%
Total	55	100%

Nous remarquons que la majorité 60% des éleveurs ne stocke pas la litière sur lieu de l'élevage. Par rapport à quelques éleveurs 40% stockée la litière sur lieu de l'élevage.

5.1. b Origine de litière :

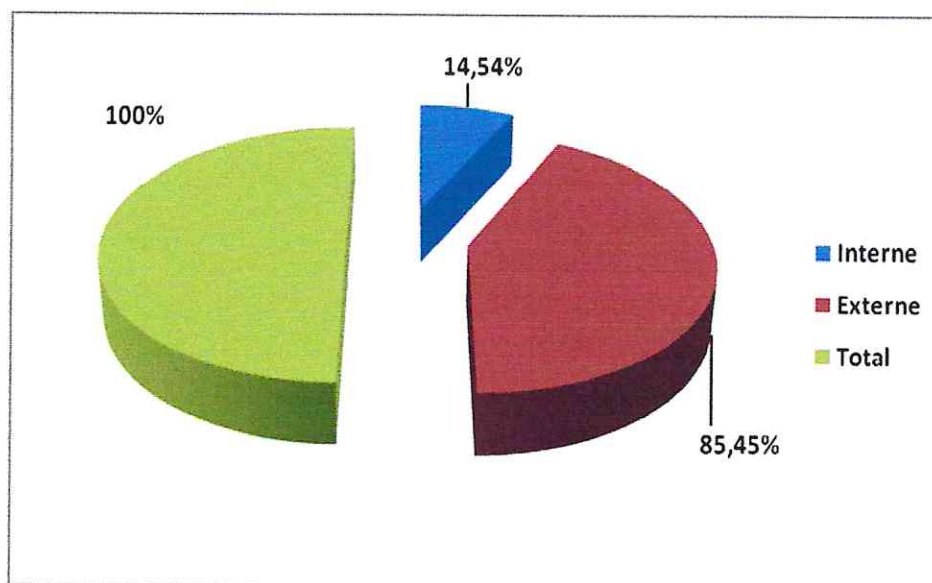


Figure n°14 : Répartition des réponses selon l'origine de litière.

Nous considérons également que la majorité des éleveurs 85,45% utilisent la litière de provenance externe, par rapport à quelques éleveurs 14,54% qui utilisent la litière interne.

5.1. c Nature de la litière :

Tableau n° 6: Répartition des réponses selon la nature de la litière.

Nature de la litière	Nombre de réponses	Pourcentage %
Paille non hachée	8	14,54%
Paille hachée	7	12,72%
Copeaux de bois	40	72,72
Total	55	100%

Nous estimons que la majorité des éleveurs 72,72% ont utilisée les copeaux de bois dans le choix de la nature de la litière, comparativement à l'utilisation de la paille hachée ou non hachée.

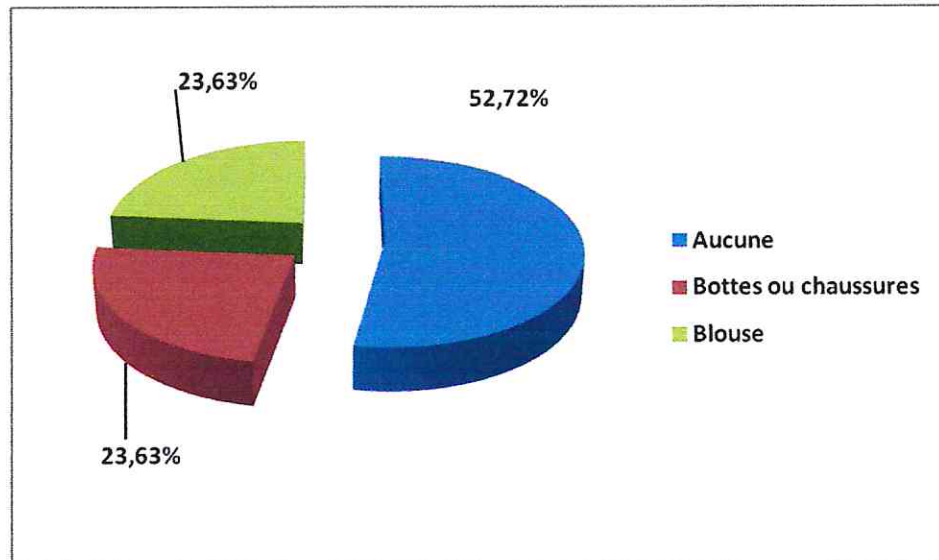
2^{ème} question : Sas sanitaire :**5.2. a Y a-t-il dans le sas une tenue pour les visiteurs :**

Figure n°15 : Répartition des réponses selon la présence dans le sas une tenue pour les visiteurs.

Nous remarquons que la majorité des éleveurs 52,72% n'utilisent pas une tenue pour les visiteurs dans leur élevage, et 23,63% soit utilisent des bottes ou chaussures, soit utilisent des blouse.

5.2. b Solution désinfectante dans le pédiluve :

Tableau n°7: Répartition des réponses selon la solution désinfectante dans le pédiluve.

Solution désinfectante dans le pédiluve	Nombre de réponses	Pourcentage %
Utilisé la solution désinfectante	30	54,54%
Non ou absence	25	45,45%
Total	55	100%

D'après notre questionnaire, on a trouvé que les éleveurs n'utilisent pas des solutions désinfectantes dans le pédiluve 45,45%, alors que quelques autres utilisent de nouveaux produits dans le pédiluve 54,54%.

Les produits utilisés sont :

-Biocide 30, produit désinfectant qui possède selon le Dictionnaire de Médecine Vétérinaire (DMV) une activité détergente (contient au minimum 2,6% d'iode), 12 réponses sur 30 questionnaires.

-Eau de javel (hypochlorite de sodium), 14 réponses sur 30 questionnaires.

-TH4 (Chlorure de didecyl dimethyl ammonium.....18.75g, 4 réponses sur 30 questionnaires.

3^{ème} question: Décontamination aménagement:

5.3. a Aspect du matériau constituant les parois latérales :

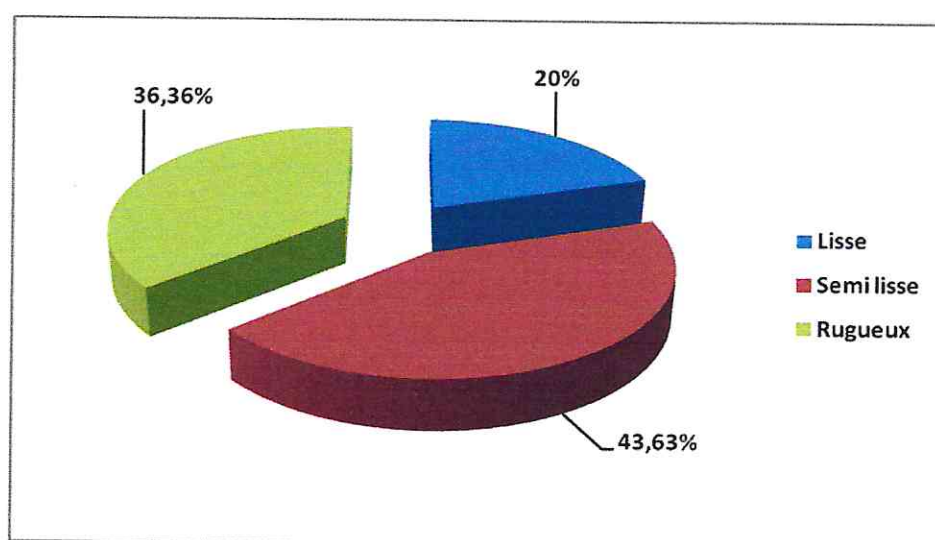


Figure n°16 : Répartition des réponses selon l'aspect du matériau constituant les parois latérales.

Nous remarquons que la majorité des élevages 43,63% ont un aspect du matériau du bâtiment d'élevage semi lisse, quelques élevages 20% ont un aspect du matériau lisse.

5.3. b Nature du sol :

Tableau n°8 : Répartition des réponses selon la nature du sol.

Nature de sol	Nombre de réponses	Pourcentage %
Terre battue	12	21,81%
Bétonné	43	78,18%
Total	55	100%

Selon notre enquête, la majorité des élevages 78,81% la nature du sol est bétonnée, quelques élevages 21,81% la nature du sol est en terre battue.

5.3. c Présence d'une fosse de récupération des eaux souillées :

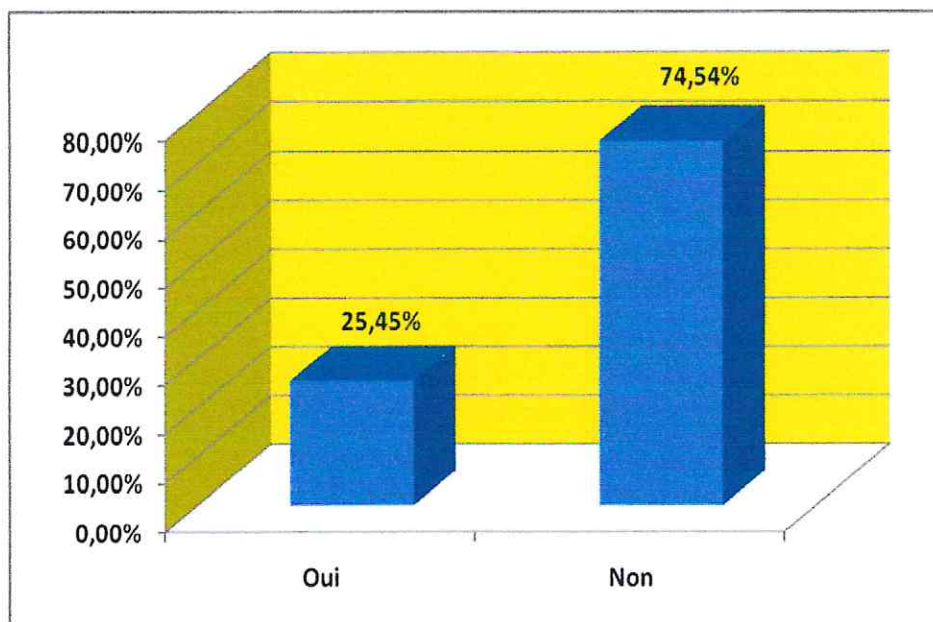


Figure n°17: Répartition des réponses selon la présence d'une fosse de récupération des eaux souillées.

Dans notre enquête on trouvé que la plupart des bâtiments d'élevage visités 74,54% ne disposent pas d'une fosse de récupération des eaux souillées, quelques bâtiments 25,45% ont une fosse de récupération des eaux souillées.

4^{ème} question : Conduite de la décontamination :

5.4. a Qualité de l'eau utilisée pour le nettoyage :

Tableau n°9 : Répartition des réponses selon la qualité de l'eau utilisée pour le nettoyage.

Qualité de l'eau utilisée pour le nettoyage	Nombre de réponses	Pourcentage %
Potable	50	90,90%
Non potable	5	9,09%
Absence de nettoyage	0	0%
Total	55	100%

D'après ce tableau, la majorité des éleveurs 90,90% ont utilisé l'eau potable pour le nettoyage des bâtiments, quelque éleveurs 9,09% on utilisée l'eau non potable (pluie, Oued etc.).

5.4. b Température de l'eau de nettoyage :

Tableau n°10 : Répartition des réponses selon la température de l'eau de nettoyage.

Température de l'eau de nettoyage	Nombre de réponses	Pourcentage %
Eau chauffée	3	5,45%
Eau non chauffée	52	94,54%
Absence de nettoyage	0	0%
Total	55	100%

Dans cette enquête, nous constatons que la majorité des éleveurs 94,54% ont utilisé pour le nettoyage une eau non chauffée, quelque éleveurs 5,45% on utilisée l'eau chauffée qui permet un bon nettoyage.

5^{ème} question : Décontamination du matériel d'abreuvement :

5.5. a Nettoyage du bac à eau :

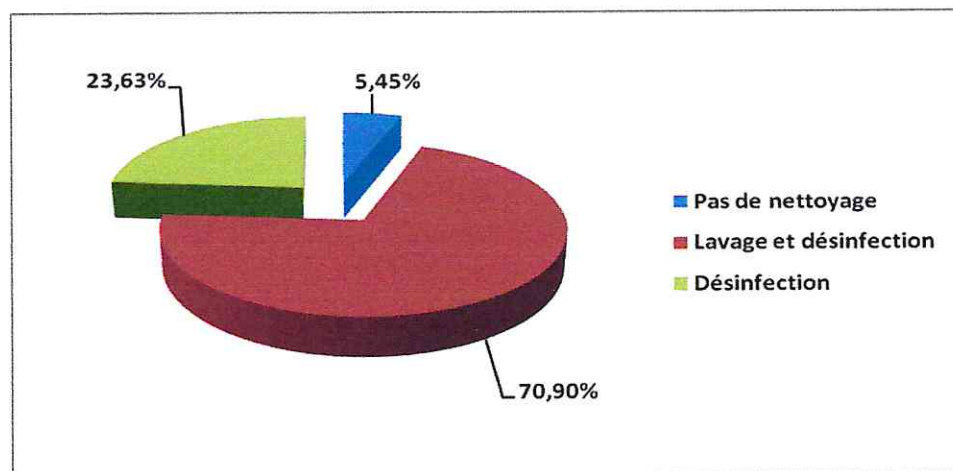


Figure n°18 : Répartition des réponses selon le nettoyage du bac à eau.

D'après les réponses de notre questionnaire, la majorité des éleveurs 70,90% ont utilisé un lavage et une désinfection pour nettoyer le bac à eau, quelque éleveurs 23,63% ont utilisé la désinfection seule, rarement 5,45% ne font du tout le nettoyage.

5.5. b Après désinfection, le bac est-t-il couvert :

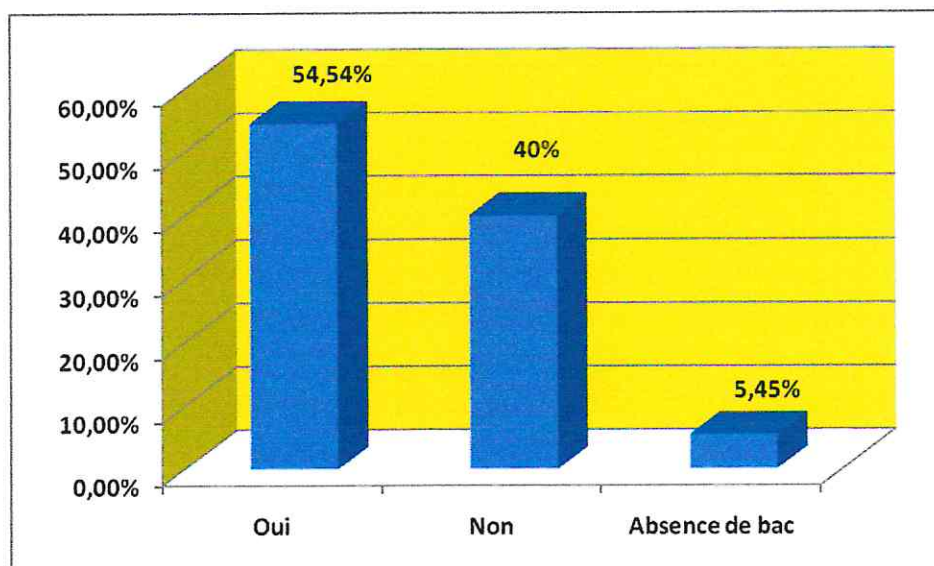


Figure n°19 : Répartition des réponses après désinfection, le bac est-t-il couvert.

Nous remarquons que 54,54% des éleveurs couvrent le bac après désinfection, les autres 40%, ne les couvrent pas après désinfection et rarement 5,45% ne dispose pas de bac à eau dans le bâtiment.

6^{ème} question : Aliment :

5.6. a Le camion de livraison d'aliment :

Tableau n°11 : Répartition des réponses selon la présence de camion de livraison d'aliment.

Le camion de livraison d'aliment	Nombre de réponses	Pourcentage %
Stationne sur la voie d'accès au sas sanitaire	29	52,72%
Passe sur la voie d'accès au sas sanitaire	10	18,18%
N'emprunte pas la voie d'accès au sas sanitaire	16	29,09%

Selon notre enquête, la majorité des camions de livraison d'aliment 52,72% stationne sur la voie d'accès au sas sanitaire, alors que 18,18% des camions de livraison passent sur la voie d'accès au sas sanitaire, en outre, 29,09% le camion n'emprunte pas la voie d'accès au sas sanitaire.

5.6. b Forme de l'aliment utilisé au démarrage :

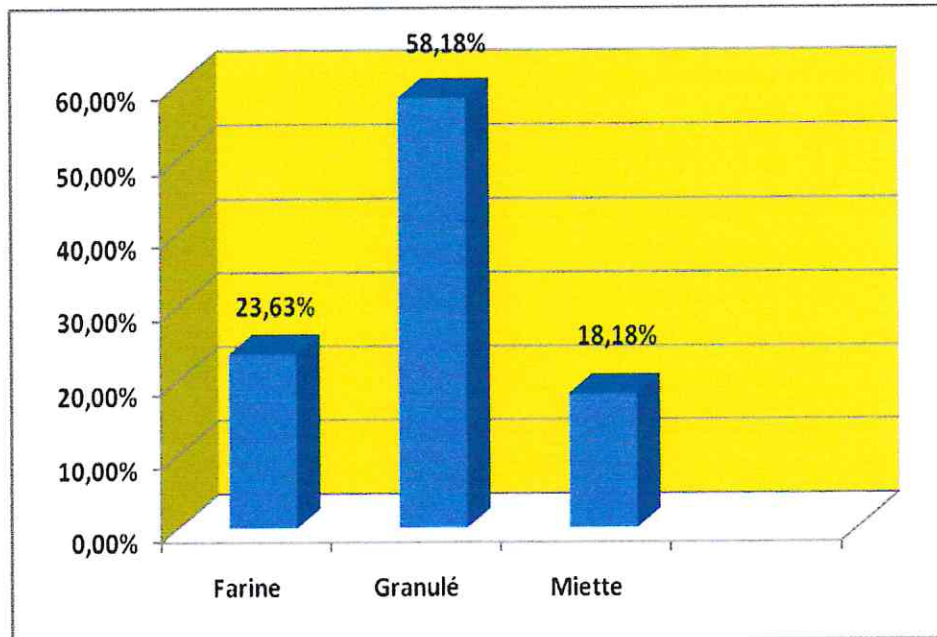


Figure n°20 : Répartition des réponses selon la forme de l'aliment utilisé au démarrage.

Dans notre enquête on a trouvé que 58,18% des éleveurs distribuent de l'aliment au démarrage sous forme de granulé, par contre 23,63% des éleveurs ont utilisé la farine comme aliment au démarrage, le reste, 18,18% des éleveurs, distribuent l'aliment au démarrage sous forme de miette.

7^{ème} question : Bâtiment :

5.7. a Présence de gouttières sur les 2 longueurs de chaque côté du toit :

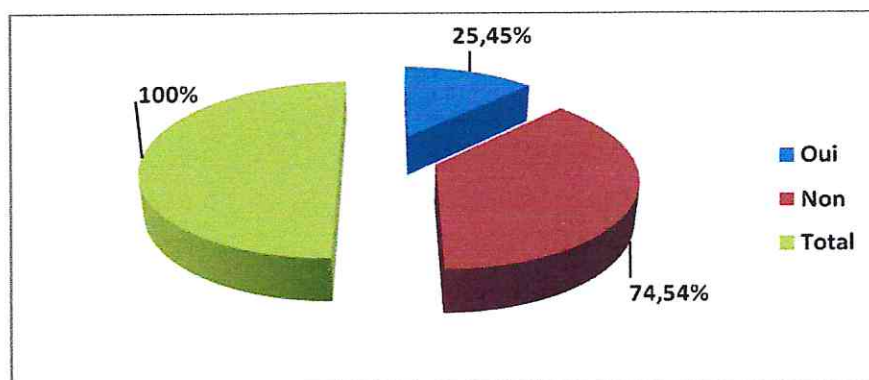


Figure n° 21 : Répartition des réponses selon la présence de gouttières sur les 2 longueurs de chaque côté du toit.

Nous estimons que la plupart 74,54% des bâtiments ne présentent pas de gouttières sur les 2 longueurs, par contre 25,45% des bâtiments présentent des gouttières.

5.7. b Le bâtiment est il orienté en travers des vents dominants (côtés) :

Tableau n°12 : Le bâtiment est il orienté en travers des vents dominants (côtés).

Le bâtiment est il orienté en travers des vents dominants	Nombre de réponses	Pourcentage %
Oui	21	38,18%
Non	34	61,81%
Total	55	100%

Nous remarquons la plupart 61,81% des bâtiments sont orientés en travers des vents dominants, par contre 38,18% des bâtiments ne sont pas orientés en travers des vents dominants.

8^{ème} question : Eau :

5.8. a L'élevage est-il alimenté en eau par :

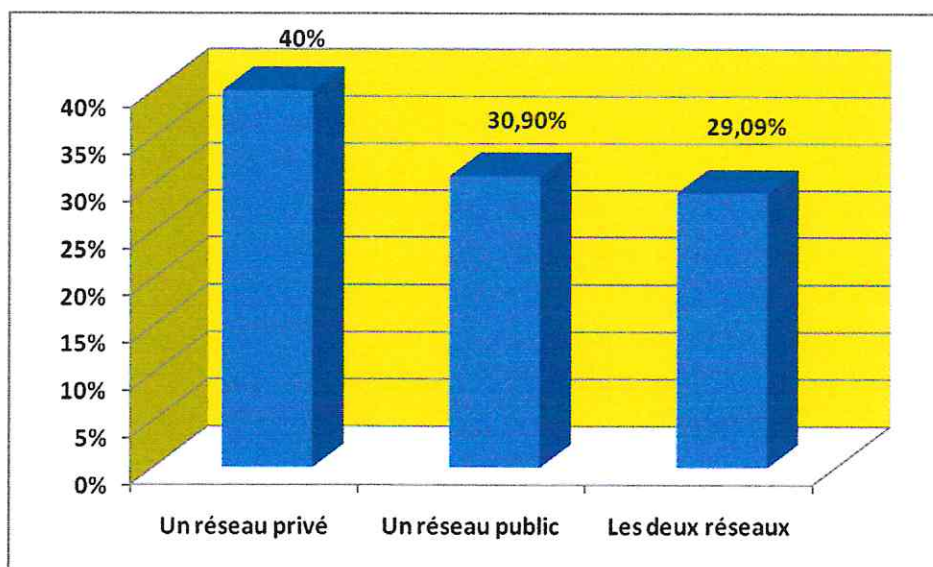


Figure n°22 : Répartition des réponses selon l'élevage est-il alimenté en eau.

Nous considérons également que la plupart des élevages sont alimentés en eau du réseau privé à hauteur de 40%, et 30,90% et 29,09% des élevages sont alimentés par le réseau public et les deux réseaux respectivement.

5.8. b Contrôlez-vous la potabilité de l'eau arrivant à votre élevage :

Tableau n°13 : Contrôlez-vous la potabilité de l'eau arrivant à votre élevage.

contrôlez-vous la potabilité de l'eau	Nombre de réponses	Pourcentage %
Non	49	89,09%
Oui	6	10,90%
Date et résultats des derniers examens	0	0%
Total	55	100%

Nous remarquons que 89,09% des éleveurs n'effectuent pas un contrôle de la potabilité de l'eau arrivant à leur élevage, par contre 10,90% des éleveurs utilisent un contrôle de la potabilité de l'eau arrivant à leur élevage.

9^{ème} question : Cadavres :

5.9. a Comment sont éliminés les cadavres :

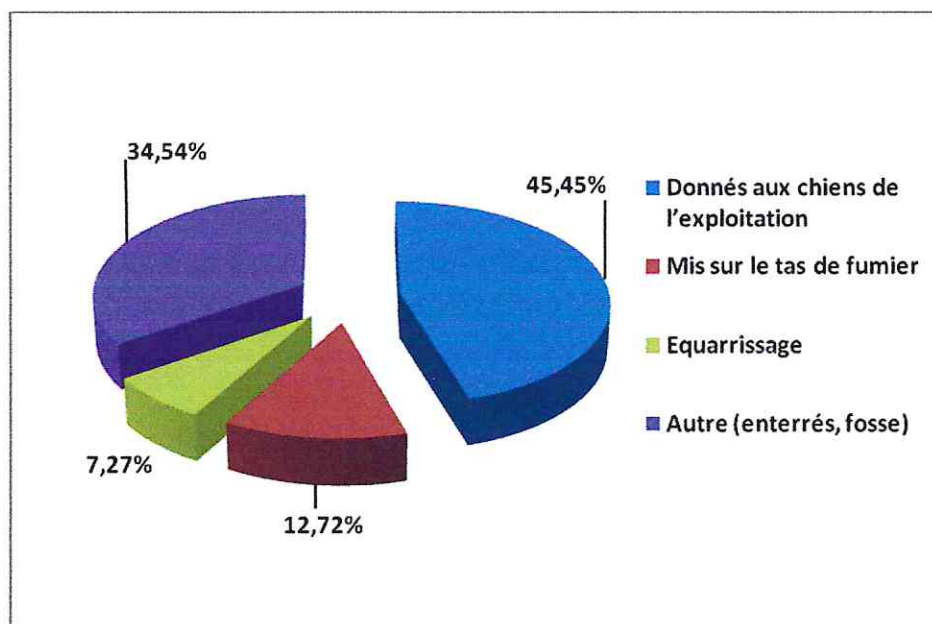


Figure n°23 : Répartition des réponses selon comment sont éliminés les cadavres.

Dans notre enquête on a trouvé que 45,45% des cadavres sont donnés aux chiens de l'exploitation et 34,54% des cadavres sont éliminés dans la fosse.

5.9. b Comment sont-ils stockés :

Tableau n°14: Répartition des réponses comment sont-ils stockés.

Comment sont-ils stockés	Nombre de réponses	Pourcentage %
Non protégés	34	61,81%
En sac fermé près du bâtiment	9	16,36%
En sac fermé à l'écart	5	9,09%
Dans un container	0	0%
Brûlés près du poulailler	7	12,72%
Total	55	100%

On a constaté que 61,81% des éleveurs ne protègent pas les cadavres, 16,36% les stockent en sac fermé près du bâtiment et 12,72% des éleveurs les brûlent près du poulailler.

10^{ème} question : Faune sauvage et domestique :

5.10. a Observez-vous des rongeurs morts ou vivants :

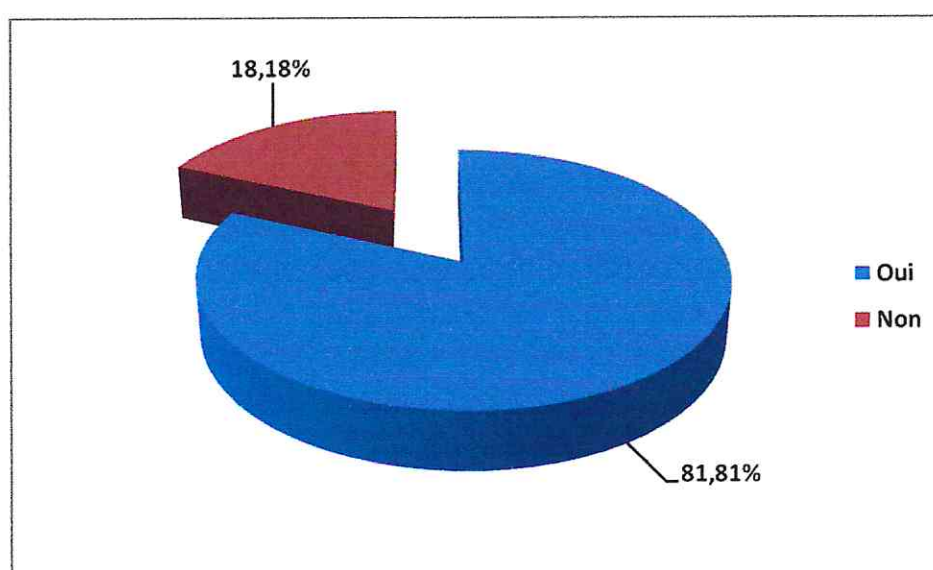


Figure n°24 : Répartition des réponses selon l'observation des rongeurs morts ou vivants.

Nous remarquons que 81,81% des éleveurs signalait la présence de rongeurs dans les bâtiments, par contre 18,18% des éleveurs signalait l'absence de rongeurs dans les bâtiments.

5.10. b Quand avez-vous effectué un traitement insecticide :

Tableau n°15: Répartition des réponses selon quand avez-vous effectué un traitement insecticide.

Quand avez-vous effectué un traitement insecticide	Nombre de réponses	Pourcentage %
Aucun	31	56,36%
Lors du départ du lot précédent	11	20%
Au cours de la décontamination	0	0%
Avant livraison des poussins	13	23,63%
Total	55	100%

Dans notre enquête 56,36% des éleveurs n'effectuent pas un traitement insecticide pour leur bâtiment, par contre 20% des éleveurs utilisent un traitement insecticide lors du départ du lot précédent, en outre, 23,63% des éleveurs ont recours à un traitement insecticide avant la livraison des poussins.

5.10. c Lieu d'application de l'insecticide :

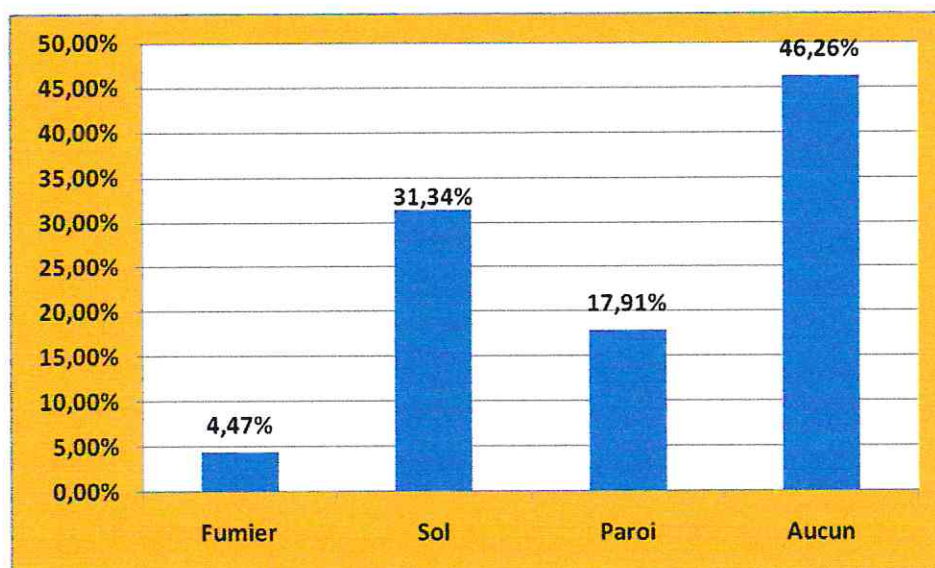


Figure n° 25: Répartition des réponses selon lieu d'application de l'insecticide.

Dans notre enquête on a trouvé 46,26% des éleveurs n'appliquaient pas l'insecticide, par contre quelque éleveurs 31,34% appliquent l'insecticide au niveau du sol, et 17,91% l'appliquent contre les parois.

6. Discussion :

Notre enquête a été conduite auprès des éleveurs de poulets de chair suite aux nombreux foyers de salmonelloses aviaires déclarés au niveau de la wilaya de Béjaia malgré la mise en place par la direction des services vétérinaires d'un programme de lutte contre les salmonellose aviaires et particulièrement chez le poulet de chair depuis 1995.

L'obtention de l'accord de l'éleveur pour la participation à l'étude ne présente pas un biais de sélection d'élevages vu que nous n'avons reçu aucun refus de la part des éleveurs pour répondre à nos questions.

Il en ressort par la présente étude que les facteurs suivants :

- litière (stockage, origine et nature) ;
- utilisation dans le sas sanitaire d'une tenue pour les visiteurs ;
- Environnement et caractéristiques du bâtiment (décontamination et aménagement).

Ne sont pas des facteurs de risque d'introduction et de persistance des salmonelles dans les élevages de poulets de chair. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par **ROSE N et al. (1999)**, [59]

Dans cette enquête, nous constatons que 45,45% des éleveurs n'utilisent pas des solutions désinfectantes dans le pédiluve, le risque de persistance de *Salmonella* était augmenté lorsqu'aucune désinfection n'avait été effectuée dans le bâtiment.

Nous considérons également que le risque de persistance de *Salmonella* a augmenté lorsque le nettoyage et désinfection du bac à eau n'est pas appliqué au niveau des élevages. Ce résultat est en accord avec les résultats de **ROSE N et al. (1999)**.

71,44% des camions d'aliment stationnent ou passent devant l'entrée du sas sanitaire pour effectuer leur livraison, c'est un facteur de risque d'introduction et persistance des salmonelles dans les élevages de poulets de chair, et selon **ROSE N. et al. (1999)**, le fait que les camions d'aliment stationnent ou passent devant l'entrée du sas sanitaire pour effectuer leur livraison, augmentait le risque pour un lot d'être contaminé en fin de bande à un taux de

76,2%. Ceci met en évidence que les abords des bâtiments de volailles sont des réservoirs potentiels de contamination, pouvant être ainsi à l'origine de la contamination des roues des véhicules. Ce résultat peut être mis en relation avec ceux de **DAVIES R.H. et al (1997)**. [17]

Dans notre enquête on a trouvé que 23,63% des éleveurs distribuent l'aliment sous forme de farine, c'est un facteur de risque d'introduction et de persistance des salmonelles, vu que cette présentation de l'alimentation ne subit aucun traitement thermique et le risque de persistance de salmonelles est important comparativement à 76,36% des éleveurs qui distribuent l'aliment sous forme de granulés ou miette, ce dernier subit un traitement thermique lors de sa fabrication, et au moment de la granulation. Ce traitement thermique (60°C à 80°C ; (**McCapes R.H et al, 1989**) [43]. est susceptible de réduire le taux de contamination de l'aliment [29].

Selon **ROSE et collaborateurs**, le risque pour un lot de poulets de chair d'être contaminé par *Salmonella* a aussi augmenté lorsque la présentation de l'aliment au démarrage était sous forme de farine (contre un aliment distribué sous forme de miettes).

Ce facteur de risque est également rapporté par **DAVIES R.H. et al en 1997** qui a constaté que l'aliment sous forme de farine est considéré comme une voie majeure d'introduction d'une nouvelle contamination par *Salmonella* dans les lots de poulets de chair.

Selon **JEAN LECOANET (1992)**, l'eau est source et moyen de diffusion du contagage dans l'espace et le temps et doit faire l'objet de contrôles rigoureux et systématiques de sa qualité bactériologique.

Dans notre enquête 89,09% ne contrôlent pas la potabilité d'eau et abreuvent leur volailles directement de l'eau de source, puits et/ou robinet, ce qui laisse penser que c'est un facteur de risque d'introduction et de persistance de *Salmonella* dans le bâtiment d'élevage du poulet de chair que nous avons visité.

Selon **VAN GOIDSENHOVEN CH. et SCHOENAERS F. (2001)[32]**, tous les déchets (cadavres, viscères, plumes) d'oiseaux morts au sein de l'élevage dont la mort est indéterminée, présentent un risque potentiel de contamination de la volaille vivant au sein de l'élevage, ces animaux et leurs déchets doivent être brûlés pour limiter le risque de contamination.

Dans notre enquête nous avons constaté que 45,45% des cadavres de poulet de chair morts sont donnés directement aux chiens de l'exploitation et 61,81% des cadavres sont éliminés loin de l'élevage, jetés à l'air libre et facilement accessible aux chiens et chacals, ce qui présente un facteur de risque d'introduction et de persistance des salmonelles dans les bâtiments via les chiens de l'exploitation ou les rongeurs.

Selon **DAVIES et Wray, (1996) [16]** l'élimination de *Salmonella* dans les poulaillers est souvent compliquée par la présence de rongeurs porteurs de *Salmonella* restant ou retournant au bâtiment et selon **HENZLER et OPITZ, 1992 [28]** ; **HENZLER et al. (1994) [27]** si les rongeurs sont régulièrement cités comme porteurs sains ou vecteurs de salmonelles, le danger qu'ils représentent vis-à-vis de la persistance de *Salmonella* dans les élevages de poulets de chair est très important. Dans la présente enquête 81,81% des éleveurs signalaient la présence de rongeurs dans les bâtiments d'élevage de poulets de chair le considérant ainsi comme facteur de risque de persistance des salmonelles dans les bâtiments d'élevages.

Nous avons également retrouvé que 56,36% des éleveurs n'utilisent pas un traitement insecticide, c'est un facteur de risque d'introduction et de persistance des salmonelles dans les bâtiments d'élevage de poulets de chair. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par **GANIÈRE J.P et al, 2005 [15]**.

Conclusion

CONCLUSION

Le monde animal constitue un énorme réservoir de salmonelles et les salmonelloses aviaires n'en représentent qu'une partie.

Le contrôle de la salmonellose aviaire passe par l'application de mesures sanitaires et hygiéniques parfois contraignantes nécessitant une adaptation à chaque élevage. En dehors des pertes occasionnées à l'éleveur, l'importance des salmonelloses cliniques aviaires doit être regardée à la lumière hygiénique qu'elles représentent l'obligation pour les producteurs à fournir des garanties sur les denrées et doit amener les intervenants de l'élevage et les responsables de santé publique à unir leurs efforts en vue de limiter l'incidence des problèmes d'étiologie microbienne.

L'origine d'une contamination salmonellique dans un élevage de poulets de chair est bien souvent difficile à préciser et ne demeure généralement qu'une suspicion.

En Algérie, malgré la présence de textes de loi qui régissent la conduite à tenir en cas de foyers de salmonellose aviaire, Il est difficile de connaître la réalité sur les salmonelloses à cause des non déclarations de ces dernières par les vétérinaires praticiens ce qui altère la crédibilité des résultats officiels.

L'ensemble de ces résultats suggère que la maîtrise de la contamination d'élevages de poulets de chair par *Salmonella spp*, doit passer par la maîtrise de la biosécurité des élevages en respectant le nettoyage, la désinfections, la limitation de l'accès des véhicules au bâtiment, et le contrôle des rongeurs.

Il serait judicieux d'approfondir et de compléter cette étude par une enquête approfondie afin de définir plus précisément les facteurs de risque et de persistance des salmonelles dans les élevages de poulet de chair.

RECOMMENDATIONS

RECOMMANDATIONS :

Compte tenu des résultats de cette étude pour éviter les facteurs de risque d'introduction et persistance des salmonelles dans les élevages de poulets de chair.

Nous recommandons de :

- Respecter la bonne pratique de transport et de stockage des aliments.
- Protéger les aliments, des rongeurs, des insectes et des autres animaux.
- Insister toujours auprès des éleveurs sur les niveaux d'hygiène.
- Séparer les bâtiments des différentes productions animales.
- Respecter le vide sanitaire.
- contrôle des reproducteurs est réalisé en cours d'élevage, sous forme de 2 examens bactériologiques de litière à 8 et 12 semaines.
- des bandes infectées doivent être placées sous la quarantaine et les bandes infectées sur le marché sous la surveillance.
- Il faut exiger le lavage des mains après chaque séjour aux toilettes.

REFERENCE
BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES :

- [1] : ALAIN FOURNIER., 2005, édition Artémis pour la présente édition, L'élevage de la poule, Maladies bactériennes, les salmonelloses, p : 89.
- [2] : ALLOUI N., AYACHI A., ALLOUI LOMBAKIA O., ZEGHINA D., 2003, Evaluation de l'effet du statut hygiénique des poulailles sur les performances zootechniques.
- [3] : ANON., 1994, *Salmonella* serotyping results, veterinary services laboratory, Ames, Iowa, 3pp.
- [4] : AVRIL JEAN-LOUP., 1997, édition marketing S.A, Nouveau dictionnaire de bactériologie clinique, page : 117-121.
- [5] : AVRIL JEAN-LOUP., HENRY DABERNAT., FRANÇOIS DENIS., HENRI MONTEIL., 1992, 2^{ème} édition, copyright, Bactériologie clinique, page : 166-183.
- [6] : AVRIL J-L., DABERNAT H., DENIS F., MONTEIL H., 2000, 3^{ème} édition, Editions ellipses, Bactériologie Clinique, page: 189-201.
- [7] : AZOMAHOU P., 2005, Epidémiologie des entérobactéries. Médecine et maladies infectieuses.
- [8] : BEACH J R., DAVIS D E., 1927, acute infection in chicks and chronic infection of the ovaries of hens caused by the fowl typhoid organisms. Hilgaradia, p : 411-424.
- [9] : BEAUDETTE F.R., 1925, the possible transmission of fowl typhoid through the egg.J. Am.vet.med.Assoc, p : 741-745.
- [10] : BENZZOUZ D., 1981, Dépistage sérologique de la pullorose aviaire dans la wilaya de Constantine, mémoire docteur vétérinaire, page : 55.
- [11] : BIALEY J S., COX N.A., CRAVEN S.E., COSBY D.E., 2000, Serotype tracking of *Salmonella* through integrated broiler chicken operations .J.Food prot, p : 742-745.
- [12] : BOURGEOIS C.M., MESCLE J.F., ZICCA J., 1996, édition Paris, Microbiologie alimentaire Tome 1 aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments, page : 62-77.

- [13] : **BOUZOUBAA K., 1988**, Membrane proteins from *Salmonella gallinarum* for protection against fowl typhoid, PhD thesis. Institute of Agronomy and Veterinary Medicine, Hassan II, Rabat, Morocco.
- [14] : **BOUZOUBAA K., NAGARAJA K V., NEWMAN J.A., POMEROY B.S., 1987**, Use of membrane proteins from *Salmonella gallinarum* for prevention of fowl typhoid infection in chickens. *Avian Dis*, page : 699-704.
- [15] : **CAMILLE DELARRAS., 2007**, éditions médicales internationales, Lavoisier, Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire, p : 248-249.
- [16] : **DAVIES R.H and WRAY C., 1996**, Studies of contamination of three broiler houses with *Salmonella Enteritidis* before and after cleansing and disinfection, *Avian Dis*, p : 626-633.
- [17] : **DAVIES R.H., et al. 1997**, Bacteriological and serological investigation of persistent *Salmonella Enteritidis* infection in an integrated poultry organisation *Vet. Microbiol*, p : 277-293.
- [18] : **DSV (Direction de Service Vétérinaire), 1989**.
- [19] : **EVANS W.M, BRUNER D.W, PECKHAM M.C, 1955**, Blindness in chicks associated with salmonellosis, *Cornell Vet*, p : 239-247.
- [20] : **FAROULT B., ALANO JP., 1999**, Journée nationale GTV/INRA, page : 163.
- [21] : **GANIERE J.P et al, 2005**, Maladies réputées contagieuses et maladies à déclaration obligatoire des oiseaux, photocopié des unités de maladies contagieuses des écoles vétérinaires françaises, Merial (Lyon), page : 1-26.
- [22] : **GAST R.K., BEARD C.W., 1990**, Serological detection of experimental *Salmonella enteritidis* infections in laying hens, *Avian Dis*, p : 721-728.
- [23] : **GORDON R.F., 1979**, Maloine S.A.éditeur, pathologie des volailles, page : 19-36.
- [24] : **GRADEL KO., RATTENBORG E.A., 2003**, Questionnaire-based retrospective field study of persistence of *Salmonella Enteritidis* and *Salmonella Typhimurium* in danish broiler houses, *Prev.vet.med*, p : 267-284.
- [25] : **GUPTA B.R., MALLICK B.B., 1977**, Use of 9R strain of *S.gallinarum* as vaccine against *S.pullorum* infection in chicks. *Indian vet*, page : 331-333.
- [26] : **HAI W J., LEGENHAUSEN D.H., McDONALD A.D., 1949**, Studies on fowl typhoid , nature and dissemination, *poult.Sci*, p : 344-362.

- [27] : HENZLER D.J., *et al*, 1994, The significance of rodent control in *Salmonella* Enteritidis risk reduction programs, 8th international congress on Animal Hygiene, ST Paul, Minnesota, USA.
- [28] : HENZLER D.J and OPITZ H.M., 1992, The role of mice in the epizootiology of *Salmonella* Enteritidis infection on chicken layer farms, Avian Dis, p : 36.
- [29] : HIMATHNGKHAM S., *et al*, 1996, Heat destruction of *Salmonella* in poultry feed : effect of time, temperature, and moisture, Avian Dis, p : 72-77.
- [30] : HUMBERT F., 1998, édition paris, Manuel de bactériologie alimentaire, page : 27-52.
- [31] : JEAN LECOANET., 1992, Salmonelloses aviaires, Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes Cédex (France), page : 225-234.
- [32] : JEANNE BRUGERE-PICOUX et AMER SILIM., 1992, Maison Alfort (France), Manuel de pathologie aviaire, p : 228.
- [33] : JOHNSON D.C., DAVID M., GOLDSMITH S., 1992, Epizootiological investigation of an outbreak of pullorum disease in an integrated broiler operation, Avian Dis, p : 770-775.
- [34] : KAUFFMANN., TOMA B., MERRIER C., et BENETT J.J, 1985, ENV. Alfort n°7, Epidémiologie et santé animale. Rôle des réservoirs et de l'environnement dans la salmonellose bovine. P : 37-70.
- [35] : KORSACK N., CLINQUART A., DAUBE G., 2004, Ann.med.vet, *Salmonella spp* dans les denrées alimentaire d'origine animale : un réel problème de santé publique ? Page : 4-193.
- [36] : LAURENT SALEZ., DANIELLE MALO., 2004, Médecine/sciences, Protagonistes de l'immunité innée dans les infections à salmonelles, page : 1119.
- [37] : LE MINOR LEON, MICHEL VERON, 1989, 2^{ème} édition, médecine-sciences Flammarion, Bactériologie médicale, page : 411-427.
- [38] : LE MINOR LEON., RICHARD CLAUDE., 1993, éditeur institut Pasteur, Méthodes de laboratoire pour l'identification des entérobactéries, page : 14-54.
- [39] : MANNINGER J-MOGSY R., 1959, Traité des maladies internes des animaux domestiques. Maladie infectieuse, Tome I, p : 134-142.
- [40] : Manuel terrestre de l'OIE, 2005, Salmonelloses, page : 1117-1133.
- [41] : Manuel terrestre de l'OIE, 2005, Typhose et pullorose, page : 958-968.

- [42] : MAYAHI M., SHARMA R.N., MAKTABI S., 1995, An outbreak of blindness in chicks associated with *Salmonella* pullorum infection. Indian vet .J , p : 922-925.
- [43] : McCAPES R.H., *et al*, 1989, Effect of a new pelleting process on the level of contamination of poultry mash by *Eicherichia coli* and *Salmonella*, Avian Dis, p : 103-111.
- [44] : MICHEL FEDERIGHI., 2005, 2^{ème} édition, édition economica, Bactériologie alimentaire, compendium d'hygiène des aliments, page : 01-21.
- [45] : MINGA U.M., GWAKISA P.S., 1992, Serum, disc and egg ELISA for the serodiagnosis of *Salmonella* gallinarum and *S.enteritidis* infections in chickens. Scand.j. immunol, p : 157-159.
- [46] : MINGA U M., WRAY C., 1992, A disc ELISA for the detection of *salmonella* group D antibodies in poltry, Res.vet.Sci, p :384-386.
- [47] : MOLLEREAU H., CH PROCHER., E NICOLAS., et A.BRION., 1992, M.fontaine de l'école nationale vétérinaire de Lyon, Salmonelloses aviaires, Vade mecum vétérinaire, p : 1420-1421.
- [48] : NAUCIEL C., 2000, 3^{ème} édition, Bactériologie médicale, page : 133-137.
- [49] : OLDS R J., 1979, Maloine s.a.editeur, Atlas en couleur de microbiologie, p : 54-55.
- [50] : OMS, Rome, 2004, Evaluation des risques liés à *Salmonella* dans les œufs et les poulets de chair.
- [51] : P BERCHE., 2003, faculté de médecine Necker-enfants malades, Bactériologie systématique, page : 40.
- [52] : PADMANABAN V.D., MITTAL K.R., GUPTA B.R., 1981, Gross protection against fowl typhoid : immunization trials and humoral immune response. Dev .comp. immunol, page : 301-312.
- [53] : PEDRON ACHA., BORIS SZYFRES., 1989, deuxième édition, Paris , Zoonoses et maladies transmissibles communs à l'homme et aux animaux, page :156-164.
- [54] : PENNYCOTT T.W., DUNCAN G., 1999, *Salmonella* pullorum in the common pheasant (*phasianus colchicus*), Vet.Rec, p : 283-287.
- [55] : PILET C., BOURDON J.L., TOMA B., MARCHAL N., BALBASTRE C., 1981, 2^{ème} édition, doin éditeurs paris, Bactériologie médicale et vétérinaire, systématique bactérienne, page : 121-137.

- [56] : POMEROY B.S., NAGARAJA K.V., 1991, fowl typhoid. In diseases of poltry, Iowa State University Press, Ames, p : 87-99.
- [57] : Rev.sci.tech.off.int.Epiz, 2000, p : 405-424.
- [58] : ROBIN R.A., 1997, édition sang de la terre, L'élevage des poules, page : 67-68.
- [59] : ROSE N., *et al.* 1999, Epidémiol. Et santé anim, Introduction et persistance de *Salmonella* dans les élevages de poulets de chair : recherche de facteurs de risque, p : 51-60.
- [60] : SALEM M., ODOR E.M., POPE C., 1992, Avian Dis, Pullorum disease in Delaware roasters, p : 1076-1080.
- [61]: SHELOBOLINA E.S., SULLIVAN S.A., O'NEILL K R., NEVIN K.P., LOVE D.R., Nov 2004, isolation, characterisation, and U (VI)-reducing potential of a facultatively anaerobic, acid-resistant bacterium from low-pH, nitrate-and U (VI)-contaminated subsurface sediment and description of *Salmonella subterranean sp.* Appl. Environ. Microbial. Page: 2959-2965.
- [62] : SILVA E.N., SNOEYENBOS G.H., WEINACK O.M., SMYSER C.F., 1981, Studies on the use of 9R strain of *Salmonella gallinarum* as a vaccine in chickens. Avian Dis, page : 38-52.
- [63] : Site internet : (date de consultation : 02-05-08)
www.bact.wisc.edu/.../Salmonella.html.
- [64] : Site Internet : (date de consultation : 02/05/08)
www.poultryMed.com.
- [65] : Site internet : (date de consultation : 10-05-08)
homepages.uel.ac.uk/.../index_files/image006.jpg.
- [66] : SNOEYENBOS G.H., 1991, Pullorum disease. In diseases of poultry, Iowa State University Press, Ames, p : 73-86.
- [67] : VAN GOIDSENHOVEN CH., SCHOENAERS F., 2001, Paris, Maladies infectieuses des animaux domestiques, page : 370-388.
- [68] : VAN IMMERSEEL F., DE BUCK J., BOYEN F., PASMANS F., BERTRAND S., COLLARD J.M., SAEGERMAN C., HOOYBERGHS J., HAESBROUCK F., DUCATELLER R., 2005, Ann.Méd.Vét, 149, *Salmonella* dans la viande de volaille et dans les œufs : un danger pour le consommateur qui demande la mise en place d'un programme de lutte efficace, page : 34-48.

- [69] : VILLATE D., 2001, 2^{ème} édition, édition France Agricole, Maladies des volailles, page : 244-259.
- [70] : WALTMAN W.D., HORNE A.M., 1993, Isolation of *salmonella* from chickens reacting in the pullorum-typhoid agglutination test, Avian Dis, p : 37,805-810.
- [71] : WONG R.A., TELLEZ G.I., HARGIS B.M., 1996, Pathogenicity of *Salmonella* on an experimental infection of one-day-old broiler chicks, Poult.Sci, p : 75.

