

N° d'ordre :

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

People's Democratic Republic of Algeria

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministry of Higher Education and Scientific Research



معهد العلوم البيطرية
Institute of Veterinary
Sciences

جامعة البليدة 1
University Blida-1



Mémoire de Projet de Fin d'Etudes en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

**La recherche et l'identification des
salmonelles sur les carcasses de volailles**

Présenté par
BRIBI Yasmine

Soutenu le : 06 /07/2023

Présenté devant le jury :

Président :	AKLOUL Kamel	MCB	ISV/Blida 1
Examinatrice :	RAZALI Kahina	MAB	ISV/Blida 1
Promoteur :	KHALED Hamza	MCA	ISV/Blida 1
Co-Promotrice :	AL AMIR Hanane	Maître de Recherche	IPA

Année universitaire 2022/2023

N° d'ordre :

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

People's Democratic Republic of Algeria

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministry of Higher Education and Scientific Research



معهد العلوم البيطرية
Institute of Veterinary
Sciences

جامعة البليدة 1
University Blida-1



Mémoire de Projet de Fin d'Etudes en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

La recherche et l'identification des salmonelles sur les carcasses de volailles

Présenté par

BRIBI Yasmine

Soutenu le 06/07/2023

Présenté devant le jury :

Président :	AKLOUL Kamel	MCB	ISV/Blida 1
Examineur :	RAZALI Kahina	MAB	ISV/Blida 1
Promoteur :	KHALED Hamza	MCA	ISV/Blida 1
Co-Promoteur :	AL AMIR Hanane	Maître de Recherche	IPA

Année universitaire 2022/2023

Résumé :

Le présent travail porte sur l'évaluation du niveau de contamination des carcasses de poulets de chair par *Salmonella spp.* L'étude expérimentale a été réalisée au niveau du Laboratoire de Bactériologie Alimentaire à l'Institut Pasteur d'Algérie sur 40 prélèvements d'écouvillonnage réalisés sur une carcasse entière de la volaille de part et d'autre du bréchet (muscles pectoraux), au niveau de l'œsophage, cloaque et à l'intérieur de carcasse de poulet au niveau d'un abattoir à Alger. La recherche a été réalisée selon la norme ISO 6579. Au total, 17 échantillons sont révélés positifs de *Salmonella spp.* avec un taux de contamination global à 42.5%. *S. Enteritidis* (47,06%) et *S. Kentucky* (17,65%) étaient les sérotypes identifiés. Une étude antibiorésistance a été réalisée selon les recommandations vétérinaires du Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie(CASFM,2020), par test de diffusion sur gélose Muller Hinton. Une sensibilité de 100% à la kanamycine et au chloramphénicol. 94.12% des souches étaient sensibles au triméthoprimé associé à la sulfaméthoxazole à l'exception d'une souche *Salmonella spp.* qui a présenté une résistance à l'acide nalidixique. L'étude a révélé un taux de contamination élevé sur les carcasses de poulets. Ce qui représente un danger pour les consommateurs d'où l'amélioration de la sécurité de la chaîne de production en viande blanche s'impose.

Mots clés : Poulet de chair, salmonellose, *Salmonella*, antibiorésistance.

ملخص

يركز هذا العمل على تقييم مستوى تلوث جثث الدجاج اللحم ببكتيريا *Salmonella spp*. أجريت الدراسة التجريبية بمختبر الجراثيم الغذائية بمعهد باستور بالجزائر على 40 عينة مسحة مأخوذة من ذبيحة دواجن كاملة على جانبي عظام الصدر (عضلات صدرية) على مستوى المريء والمذرق وداخل ذبيحة دجاج على مستوى مسلخ بالجزائر العاصمة. تم إجراء البحث وفقاً لمعيار ISO 6579، حيث تم العثور على 17 عينة إيجابية لبكتيريا *Salmonella spp*. مع معدل تلوث كلي 42.5%. تم تحديد الأنماط المصلية *S. Enteritidis* (47.06%) و *S. Kentucky* (17.65%). تم إجراء دراسة مقاومة المضادات الحيوية وفقاً للتوصيات البيطرية الصادرة عن لجنة المضادات الحيوية التابعة للجمعية الفرنسية لعلم الأحياء الدقيقة (CASFM، 2020)، عن طريق اختبار الانتشار على أجار مولر هينتون. حساسية 100% للكاناميسين والكلورامفينيكول. 94.12% من السلالات كانت حساسة لميثوبريم ممزوج مع سلفاميثوكسازول باستثناء السالمونيلا. التي أظهرت مقاومة لحمض الناليديكسيك. كشفت الدراسة عن ارتفاع معدل التلوث على جيف الدجاج. هذا يمثل خطراً على المستهلكين، وبالتالي فإن تحسين سلامة سلسلة إنتاج اللحوم البيضاء أمر ضروري.

الكلمات المفتاحية: دجاج التسمين، السالمونيلا، السالمونيلا، مقاومة المضادات الحيوية.

Abstract :

This work focuses on the assessment of the contamination level of broiler carcasses by *Salmonella spp.* The experimental study was carried out at the Laboratory of Food Bacteriology at the Pasteur Institute of Algeria on 40 swab taken from a whole poultry carcass on either side of the brechet (pectoral muscles), in the esophagus, cloaca and inside the chicken carcass at a slaughterhouse in Algiers. The research was carried out based on the ISO 6579 standard. A total of 17 samples were found to be positive for *Salmonella spp.* with an overall contamination rate of 42.5%. *S. Enteritidis* (47.06%) and *S. Kentucky* (17.65%) were the identified serotypes. An antibiotic resistance study was carried out in accordance with the veterinary recommendations of the Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie (CASFM, 2020), by diffusion test on Muller Hinton agar. A sensitivity of 100% to kanamycin and chloramphenicol, 94.12% of the strains were sensitive to trimethoprim associated with sulfamethoxazole with the exception of one strain of *Salmonella spp.* which showed resistance to nalidixic acid. This represents a danger for consumers, hence the improvement of the safety of the white meat production chain is essential.

Keywords : *Chicken, salmonellosis, Salmonella, antibioresistance.*

Remerciements

Je voudrais tout d'abord adresser ma sincère gratitude à notre Seigneur **Dieu** de m'avoir donné la santé, le courage, la sagesse et l'intelligence tout au long de la réalisation de ce travail. Que son Nom soit sanctifié pour toujours.

Mes remerciements vont tout d'abord aux membres de jurys :

A Monsieur **AKLOUL KAMEL** qui m'a fait l'honneur et le privilège de présider ce jury et à qui j'adresse mes sincères gratitudee.

A Madame **RAZALI KAHINA** qui m'a fait l'honneur de juger mon travail. Qu'elle soit remerciée pour le temps consacré à lire et à analyser ce travail.

A mon promoteur Monsieur **KHALED HAMZA** qui a accepté de m'encadrer, pour sa patience et ses conseils pendant toute la réalisation de ce mémoire, sa confiance, son soutien appréciable, son professionnalisme, ses encouragements qui m'ont été précieux afin de mener mon travail à bon port. Je vous remercie infiniment pour votre professionnalisme.

A ma Co-promotrice Madame **AL AMIR HANANE** de m'avoir proposé ce thème et d'avoir accepté mon stage au sein du Laboratoire de Bactériologie des Aliments de l'Institut Pasteur D'Algérie. Je tiens à vous exprimer mes sincères remerciements pour votre disponibilité, votre patience, vos encouragements et suivis tout au long de ce travail.

Je tiens aussi à remercier Monsieur **BENDEDDOUCHE BADIS**, Directeur du Laboratoire de Bactériologie des Aliments, des Eaux et de l'Environnement de l'Institut Pasteur d'Algérie, pour avoir accepté la réalisation de ce travail au sein de son établissement. Je vous exprime ma profonde gratitude avec mon immense respect.

Je tiens également à remercier Madame **HAMROUCHE SAOUSSEN** Chef de Laboratoire des Entérobactéries et Bactéries Apparentées, d'avoir accepté la demande pour le sérotypage des souches. Je vous exprime mes sincères remerciements.

Je remercie chaleureusement Madame **CHAFIKA BELKADER** et **SLIMANI RYM** personnels de Laboratoire des Entérobactéries de Institut Pasteur d'Algérie de m'avoir

aidé dans le sérotypage de toutes les souches isolées, du temps qu'elles ont consacré malgré toutes les obligations et la charge de travail, mon mémoire de fin d'étude sera incomplète sans vous. Ma reconnaissance est éternelle.

Je ne pourrai partir le cœur léger sans remercier Mesdames **SAIBI NADJATE, BOUHRAOUA AMINA, BENABBOU AMINA** et Monsieur **AZIZI DJAMEL** et **BERRAH ANIS** personnels de l'Institut Pasteur d'Alger de m'avoir soutenu dans mes débuts difficiles avec tant de gentillesse, de simplicité et de générosité scientifique. Toujours présents quand j'en avait besoin. Si j'ai pu avancer dans ce travail, c'est grâce à vos orientations aussi.

Je remercie tout le personnel de l'Institut Pasteur d'Algérie parmi eux : **AZIZI SOUMAIA, FILALI LAMIS, BOUSSAYOUD RACHIDA, NOURA , BOUAGAL ABD HAKIM, TOUABI ABD KARIM, RACHID, RACHIDA, NAWAL** de m'avoir aidé même avec des simples gestes ou conseils mais c'était toujours un plus pour moi. Je vous remercie infiniment et merci de m'avoir été la simplicité dans la vie.

Mes remerciements chaleureux vont aussi à Dr **HAMMAMI NABILA, YOUSFI SAFIA** et **LOUNAS AZIZ** Enseignants de Institut des Sciences Vétérinaires de Blida pour la précieuse documentation qu'ils m'ont envoyée et d'avoir toujours répondu à mes nombreuses questions.

Mes remerciements sincères s'adressent également aux enseignants et à Madame **SELLALI SABRINA** (Cheffe de Département Clinique) de l'Institut des Science Vétérinaire de Blida qui ont contribué à ma formation et dont j'avais beaucoup appris.

Dédicaces

J'ai le plaisir de dédier ce modeste travail à :

Mes très chers parents :

Dieu a toujours été miséricordieux envers moi et a facilité mes études, grâce à vos prières et bénédictions, « Le contentement de Dieu se trouve dans le contentement des parents ».

Mes frères Mohamed et Abd Alhak :

Merci d'être présent toujours autour de moi tout au long de l'année universitaire, sans vous je ne pourrais pas effectuer ce travail.

Mes chères sœurs Kahina, Madina, Souhila et Farida :

Merci d'être toujours là pour m'encourager, soutenir durant toute la période de réalisation de ce travail, que Dieu vous protège à vos maries et vos enfants.

Mes chéries d'amour mes nièces : Assil, Wissal, Lina, Zineb, Ines, Siham, Wissam et mes chers neveux : Rabah, Ayoub, Fatah, Adam, Amazigh et Abd-Allah :

Je vous souhaite une vie pleine de bonheur, de réussite, de santé et que vous seriez tous des meilleurs cadres. Dieu vous protège Inchallah.

Mes chères consœurs et confrères : Docteur Bouamra Nadia, Khalil Asma, , Kardou Hanane, Bouchareb Khadidja, Rahou Zakaria, Benferhah Abd Kader, Mabrouk Mustapha, Dalabani khir el din:

Je tiens à vous présenter mes sincères remerciements pour votre soutien, votre temps et votre expérience que vous m'avez partagé tout en long de mon stage. Merci infiniment, votre rencontre est inoubliable et je vous souhaite beaucoup de succès et de réussite dans la médecine vétérinaire.

Mes chères amies : Asma, Melissa, Fella, Siham, Yasmine, Iman, Mounia, Maria, Bouchra, Hiba, Nabila, Kahina, Samah, Manel, Anfel :

Je vous remercie pour votre soutien moral, je vous souhaite que du bonheur et de réussite dans la vie.

Table des matières

Remercîments

Dédicaces

Résumé

ملخص

Abstract

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction.....1

PARTIE

BIBLIOGRAPHIQUE

I. CHAPITRE I : AGENT PATHOGENE : *SALMONELLA*.....2

1.Historique.....2

2.Taxonomie et nomenclature.....2

3.Classification des sérovars3

4.Habitat3

5.Caractères morphologiques4

6.Caractères cultureux4

7.Caractères biochimiques.....4

8.Caractères antigéniques5

II. CHAPITRE II: SALMONELLOSE.....7

1. Généralités7

2. Salmonellose chez la volaille7

2.1 Introduction7

2.2 Epidémiologie8

2.2.1 Espèce sensible8

2.2.2 Sources de contaminations.....8

2.2.3 Modes de transmissions 11

2.3 Pathogénie 11

2.4 Signes cliniques 12

2.4.1 Pullorose 12

2.4.2 Typhose	13
2.4.3 Paratyphose	13
2.5 Lésions.....	14
2.5.1 Chez les jeunes	14
2.5.2 Chez les adultes.....	15
2.6 Pouvoir pathogène	15
2.7 Pouvoir immunogène.....	15
2.8 Traitement	16
3. Salmonellose chez l'homme	17
3.1 Généralités	17
3.2 Toxi-infection collective (T.I.A.C) :	18
3.3 Diagnostics et traitements	18
3.4 Prévention.....	18
PARTIE	
EXPERIMENTALE	
1. Objectifs de l'étude	19
2. Matériel et méthodes	19
2.1 Présentation du laboratoire	19
2.2 Periode d'étude	20
2.3 Protocole de recherche	21
2.4 Matériel.....	22
2.5 Méthodes	22
2.5.1 Echantillonnage.....	22
2.5.2 Prélèvements.....	22
2.5.3 1 ^{er} Enrichissement.....	24
2.5.4 Repiquage	25
2.5.5 Identification microscopique.....	27
2.5.6 Identification biochimique	27
2.5.7 Identification antigénique	28
2.5.8 Antibiogrammes	28
3. Résultats	31
3.1 Aspect macroscopique	31
3.2 Aspect microscopique.....	31
3.3 Identification biochimique.....	32

3.4 Prévalence de <i>salmonella</i>	35
3.5 Résultats des souches de salmonelle isolée.....	36
3.6 Résultats de l'antibiogramme	37
4. Discussion.....	40
Conclusion.....	44
Références bibliographiques	45
Annexe A : Milieux et réactifs	
Annexe B : Fiche de suivi	
Annexe C : Méthode de diagnostic	
Annexe D : Abstract	

Liste des tableaux

Tableau 1 : Prévalence de <i>Salmonella</i> sur les carcasses de poulets.....	35
Tableau 2 : Antibiorésistance des sérotypes isolés	37
Tableau 3 : Charge des disques, diamètre critique des antibiotiques.	

Liste des figures

Figure 1 : Sources de transmission de <i>Salmonella spp.</i> dans la filière avicole.....	9
Figure 2 : Organigramme du mode opératoire pour la recherche de <i>Salmonella spp.</i>	21
Figure 3 : Etapes de prélèvements	23
Figure 4 : Préparation de 2 ^{ème} enrichissements à partir de Bouillon de Sélénite-cystine (SFB) (1)	24
Figure 5 : Repiquage sur Triple Sugar Iron (TSI) et Gélose Nutritive (GN).....	25
Figure 6 : Différentes étapes de repiquage sur Triple Sugar Iron (TSI) et Gélose Nutritive (GN).....	26
Figure 7 : Etapes de l'antibiogramme	30
Figure 8 : Aspect de salmonelle sur milieu Hektoen	31
Figure 9 : Aspect da salmonelle sous microscope optique à l'objectif G 10X100 après coloration de Gram	32
Figure 10 : Résultat de repiquage sur Triple Sugar Iron (TSI).....	33
Figure 11 : Résultats de test urée, indole et TDA (Tryptophane Désaminase)	34
Figure 12 : Résultat de test LDC (Lysine Décarboxylase)	34
Figure 13 : Résultat d'une Galerie Api 20E pour une souche <i>Salmonella spp.</i>	35
Figure 14 : Prévalence des salmonelles isolées des carcasses de poulets.....	35
Figure 15 : Sérotypes de <i>Salmonella</i> isolées.....	36
Figure 16 : Résultat d'un antibiogramme réalisé pour <i>S. enteriditis</i> (à gauche) et <i>S.spp</i> (à droit).....	38
Figure 17 : Résultats des antibiogrammes.....	39

Liste des abréviations

AW : Activity water (Activité de l'eau)

BAI : Bureau of Animal Industry (Bureau de l'industrie animale)

EPT : Eau Peptonée Tamponnée

GN : Gélose Nutritive

H₂S : Sulfure d'hydrogène

LDC : Lysine Décarboxylase

S. : *Salmonella*

Salmonella spp : *Salmonella species pluralia* (Toutes les espèces)

SFB : Bouillon Sélénite-Cystine

Subsp : Sub species (Sous espèce)

TDA : Tryptophane Désaminase

TIAC : Toxi-infection alimentaire collective

TSI : Triple Sugar Iron

Introduction

Les maladies d'origine alimentaire sont une cause importante des gastro-entérites chez l'homme dans le monde entier; elles sont dues à des denrées alimentaires insalubres. Selon l' Organisation Mondiale de la Santé, chaque année une personne sur 10 tombe malade et l'on comptabilise une perte de 33 millions d'années de vie en bonne santé (1).

Parmi ces pathogènes alimentaires zoonotiques, *Salmonella* non typhique est l'une des premières causes de toxi-infections d'origine alimentaire collectives (TIAC) dans le monde (2). Cette pathologie est plus grave chez les enfants, les personnes âgées et les immunodéprimés. L'être humain contracte en général les salmonelloses en consommant des aliments contaminés d'origine animale principalement les œufs, la viande de la volaille et le lait, bien que d'autres denrées, comme les légumes verts contaminés par du fumier, aient été impliqués dans la transmission (1).

En Algérie, les dernières études sur la salmonellose aviaire ont montré des taux de contamination alarmants dans les fermes et les abattoirs avicoles. L'agent pathogène peut contaminer la viande de volaille et mettre la santé publique en danger, d'autant plus que ce produit est aujourd'hui largement consommé (3).

De ce fait, nous avons jugé utile, qu'il serait intéressant d'aborder cette problématique à travers notre Projet de Fin d'Etude. Ce travail est divisé en deux principales parties : une synthèse bibliographique sur les généralités des salmonelloses chez la volaille et leur impact sur la santé humaine et, une partie expérimentale pour déterminer le taux de contamination des carcasses de poulets par *Salmonella spp.* et la recherche des sérotypes prédominants. Enfin, l'analyse du profil d'antibiorésistance envers différents antibiotiques testés.

PARTIE

BIBLIOGRAPHIQUE

I. CHAPITRE I : AGENT PATHOGENE : *SALMONELLA*

1. Historique

En 1885, Théobald Smith a découvert le genre *Salmonella* à l'aide du biologiste et vétérinaire américain Daniel Elmer Salmon (4,5). Salmon et Smith ont travaillé pour le BAI (Bureau of Animal Industry) aux Etats-Unis sur plusieurs problèmes de santé associés à l'industrie animale, tels que la peste porcine, la péripneumonie contagieuse bovine, la tuberculose bovine et la fièvre bovine au Texas (5).

Au cours de ces deux premières années au BAI, Smith a découvert *Salmonella cholerae suis*, rebaptisée depuis *Salmonella enterica*, en croyant que c'était la cause de la peste porcine. Ensuite, il a été démontré que le choléra du porc était en fait une infection virale et que le bacille isolé était un nouvel envahisseur (4,5). En 1900, *Salmonella* a été nommé en l'honneur de Daniel Elmer Salmon (6).

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

Dans la fin des années 80, la proportion des TIAC (Toxi-infections alimentaire collective) à *Salmonella* a fortement augmenté (passant de 30 à 70% des TIAC déclarées) en France (7).

Ceci était en relation épidémiologique directe avec la diffusion du sérovar Enteritidis dans les élevages de volailles et son apparition comme nouvelle contamination majeure de consommation (6).

2. Taxonomie et nomenclature

Salmonella représente certainement le genre le plus complexe et le plus vaste de la famille des Enterobacteriaceae. Sa classification a fait l'objet de beaucoup de modifications et de controverses ces dernières années. Elle repose notamment sur le schéma de Kauffmann-White qui tient compte des caractères antigéniques O (paroi), H (flagelle), Vi (capsule) plus les données biochimiques et moléculaires (hybridation ADN-ADN)(Acide Désoxyribonucléase)(8).

Le Genre *Salmonella* fait partie de la Famille des *Enterobacteriaceae*, de l'ordre des *Enterobacteriales*, Classe des *Gammaproteobacteria* et du Phylum des *Proteobacteria* (9).

Actuellement, le genre *Salmonella* est divisé en deux espèces : *Salmonella bongori* et *Salmonella enterica*(4,10). *Salmonella enterica* est divisée en six sous-espèces :

S. enterica subsp. enterica(I), *S. enterica subsp. Salamae* (II), *S. enterica subsp. Arizonae* (IIIa), *S. enterica subsp. Diarizonae* (IIIb), *S. enterica subsp. Houtenae* (IV) et *S. enterica subsp.indica* (VI) (11).

3. Classification des sérovars

Le genre *Salmonella* compte 2541 sérovars. La plupart de ces sérovars appartiennent à l'espèce *S. Enterica*. La sérotypie (*subsp. enterica*) regroupe la majorité des sérovars identifiés (1504 sérovars). L'espèce *S. Bongori* comprend uniquement 22. Par ailleurs, les isolats appartenant à la sous-espèce *enterica* sont retrouvés chez les animaux à sang chaud, alors que les isolats des autres sous-espèces, incluant l'espèce *S. Bongori*, sont isolés chez des animaux à sang froid et dans l'environnement. Il est intéressant de noter que les isolats de toutes les espèces et de toutes les sous-espèces de *Salmonella* peuvent être isolés chez les humains (12).

4. Habitat

Salmonella spp. sont des bactéries du tube digestif des vertébrés ainsi que l'homme (13). Elles sont essentiellement répandues dans le milieu extérieur à partir de la contamination fécale (14,15). En présence des conditions favorables (température, humidité) *Salmonella spp.* peuvent survivre pendant plusieurs mois dans l'environnement (16) ; de quelques jours à 9 mois dans les sols et en surface des matériaux de construction des bâtiments agricoles (bois, béton, acier et brique) comme aussi dans les aliments d'origine animale (16,17) ou végétale (18).

Les réservoirs de *Salmonella spp.* sont très vastes, La sous-espèce *enterica* est adaptée aux animaux à sang chaud dont l'homme, les autres sous-espèces sont retrouvées chez des animaux à sang froid tel que les reptiles, les batraciens ou les tortues (19). Ainsi que

les insectes et les rongeurs qui représente une source importante de *Salmonella* dans les élevages (20).

5. Caractères morphologiques

Salmonella est un bacille Gram négatif non sporulé (21). Au microscope optique, la taille varie entre 2.0 et 5.0 µm de longueur par 0.7 à 1.5 µm de largeur (22). La plupart des espèces de *Salmonella* sont mobiles grâce à des flagelles péritriches, à l'exception de *S. Gallinarum*, *S. Pullorum* et de certains mutants (23).

6. Caractères cultureux

Salmonella spp. sont des bactéries aéro-anaérobies facultatives. Ce sont des germes peu exigeants sur le plan nutritionnel et qui cultivent facilement sur un milieu ordinaire, elles sont mésophiles avec une température optimale de croissance est de 37 °C avec un intervalle de (-20 à 60 °C) et de pH (4,1 à 9). Elles résistent parfaitement à la dessiccation et elles peuvent être retrouvées dans des produits déshydratés (Aw (Activité de l'eau) = 0,20). *Salmonella* se développent bien pour des valeurs d'activité de l'eau ou AW de 0,945 à 0,999.

Les colonies obtenues sont rondes, lisses de couleur verte à bleu vert avec ou sans centre noir sur gélose Hektoen et incolores avec ou sans centre noir sur gélose SS (*Salmonella*, *Shigella*) (24).

7. Caractères biochimiques

Concernant les principaux caractères biochimiques spécifiques permettant l'identification du genre *Salmonella* sont: l'absence d'uréase, de tryptophane désaminase, mais également l'absence de production d'indole et d'acétone. Les *Salmonella* réduisent les nitrates en nitrites, peuvent utiliser le citrate comme seule source de carbone, et fermentent le glucose avec ou sans production du gaz. Cependant, elles ne fermentent ni le lactose ni le saccharose. Elles produisent aussi H₂S (Sulfure d'hydrogène) à partir du thiosulfate et la réaction au test à l'oxydase est toujours négative et elle est positive pour le test de catalase.

Les deux espèces du genre *Salmonella* peuvent être différenciées par leur caractères biochimiques : *Salmonella bongori* ne fermente pas le sorbitol, contrairement à *Salmonella enterica*, et à l'exception de la plupart des souches de cette dernière, elle se cultive sur un milieu contenant du KCN (cyanure de potassium).

Cependant, il existe des exceptions importantes à propos de certains sérotypes comme le sérotype Typhi qui ne décarboxyle pas l'ornithine, ne croît pas sur un milieu composé de citrate de Simmons, ne produit que des traces de H₂S. Les sérotypes Paratyphi A ne décarboxylent pas la lysine et ne pousse pas sur milieu au citrate de Simmons. Enfin, *Salmonella paratyphi* A, Cholerae suis et Gallinarum ne produisent pas de H₂S (25).

8. Caractères antigéniques

Il existe trois types d'antigènes qui présentent un intérêt diagnostique chez *Salmonella* spp. (26). L'antigène O est un antigène de la paroi bactérienne de nature lipopolysaccharidique ou LPS. Il s'agit d'un complexe contenant une protéine, un polysaccharide et un composé phospholipidique. La fraction responsable de l'effet toxique est appelée : lipide A, du core ou partie basale et du polysaccharide support de la spécificité (27). Antigène somatique résiste à l'alcool et au phénol pendant deux heures et demi à la température de 100 °C (23).

La mobilité est assurée par l'antigène flagellaire (Ag H), qui est composé de la flagelline. Cet antigène est thermolabile, détruit par la chaleur à 100 °C, par l'action de l'alcool et par les ferments protéolytiques. Il résiste au formol et perd son agglutinabilité par les anticorps en présence d'alcool et d'acide phénique. Son développement optimum s'obtient sur les milieux liquides après un séjour de 8 heures à 37 °C (23). De nombreuses salmonelles possèdent deux phases de l'antigène flagellaire H (diphase) mais il existe également des variants monophasiques qui sont moins fréquents retrouvés chez *S. Typhi* ou encore chez *S. Enteritidis* (8).

La virulence de *Salmonella* spp. est présentée par la présence d'antigène capsulaire(vi). C'est un antigène de l'enveloppe de nature polysaccharidique, il a été identifié chez trois types de sérovars : Typhi, Paratyphi C et Dublin mais toutes les souches de ces sérovars ne possèdent pas forcément cet antigène (28) . L'antigène Vi rend les germes inagglutinables par les anticorps O quand il est abondant. Il ne se développe pas si les

cultures sont effectuées au-dessous de 25 °C et au-dessus de 40 °C. Un chauffage à 100 °C pendant dix minutes le détruit et les germes deviennent agglutinables par les anticorps O (27).

II. CHAPITRE II : SALMONELLOSE

1. Généralités

La Salmonellose est une maladie infectieuse, contagieuse et inoculable, d'origine bactérienne causée par le genre *Salmonella* vivant dans le milieu intestinal de l'hôte (29).

Toutes les espèces de *Salmonella* sont pathogènes, la salmonellose représente la cause majeure des maladies entériques bactériennes chez les humains et les animaux (10,30). Elle est due à la consommation d'aliments contaminés (31).

Sur la base de spécificité de l'hôte, les *Salmonella spp.* sont classées en 3 groupes :

- Les sérovars dits ubiquistes qui colonisent indifféremment différentes espèces animales et qui sont les plus fréquents surtout chez la volaille : Enteritidis, Typhmrium, Infantis.
- Les sérovars étroitement adaptés à certains animaux ou exprimant une pathologie particulière chez certaines espèces animales : *S. Dublin* chez les bovins (mais aussi chez l'homme), *S. Cholerae suis* et *S. Typhi suis* chez le porc, *S. Abortus ovis* chez les ovins.
- Les sérovars étroitement adaptés à l'homme : *S. Typhi*, *S. Paratyphi A*, qui causent respectivement la fièvre typhoïde et la fièvre paratyphoïde (32).

Tous les animaux sont des porteurs potentiels de salmonellose dans leur tube digestif qui sont toutes virtuellement dangereuses :

2. Salmonellose chez la volaille

2.1 Introduction

Les infections aviaires sont causées par le sérovar Pullorum, responsable de la pullorose et Gallinarum, responsable de la typhose. Ces serovars sont immobiles, spécifiques à la volaille.

Actuellement, les sérotypes Gallinarum et Pullorum sont classés dans une seule espèce : *S. Enterica*, sérovar : *Gallinarum pullorum*, qui se manifeste par des tableaux cliniques et lésionnels différents (33).

Cependant, l'émergence du sérotype Enteritidis, principalement parce qu'il est facilement transmissible à l'homme chez qui il peut causer des symptômes cliniques d'une grande sévérité. *S. Enteritidis* a une affinité particulière pour le tractus génital de la volaille. L'émergence du sérotype Enteritidis dans l'industrie avicole a eu lieu dans tous les pays occidentaux entre 1965 et 1980 (34).

En 2000, *S. Enteritidis* est devenu le sérotype le plus commun chez la volaille (35).

2.2 Epidémiologie

2.2.1 Espèce sensible

L'espèce la plus sensible est *Gallus gallus* mais on peut également rencontrer l'infection sur la dinde, la pintade, le faisan et la caille. Les palmipèdes et pigeons semblent résistants à l'infection (33).

Les volailles sont surtout des porteurs sains, mais sont d'une importance considérable pour l'industrie vétérinaire et agro-alimentaire, aussi bien par la maladie qu'ils provoquent pouvant entraîner des pertes économiques considérables (Pullorose-Typhose), mais aussi par leur cause majeure des toxi-infections d'origine alimentaire chez l'homme (36).

2.2.2 Sources de contaminations

La totalité des animaux de rente peuvent être également contaminés et constituer une source de contamination, toutefois, les œufs et les viandes de volailles présentent la source la plus importante de contamination (37-39).

Les filières avicoles peuvent s'infecter aussi par les vecteurs inanimés, plus particulièrement l'eau de boisson, les aliments, les bâtiments d'élevage et le matériel de construction, lieux de stockage et de transport des œufs et la volaille.

Bien que sont une source principale de l'infection dont ils sont des vecteurs animés en réalité. Plus de 100 espèces d'oiseaux peuvent héberger et disséminer une trentaine de sérotype de *Salmonella* comme mœurs grégaires et plus ou moins anthropophiles, étourneaux, corvidés, mouettes, rapaces urbanisés dans certains métropole

africaines, oiseau d'agrément d'où leur important rôle en dehors des volailles domestiques (29) (Figure 1).

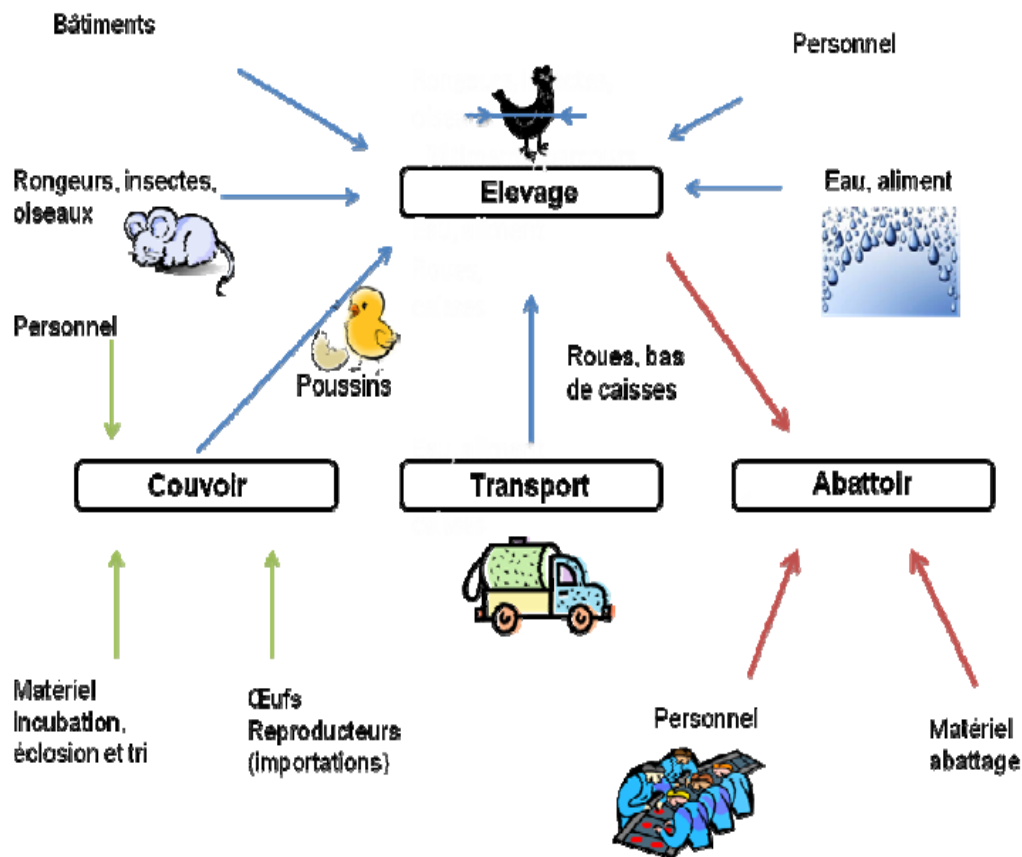


Figure 1 : Sources de transmission de *Salmonella* spp. dans la filière avicole (7)

- Au niveau du couvoir

Des transmissions horizontales entre poussins à l'éclosoir peuvent se produire. Dans une même salle où il y a plusieurs éclosoirs et par intermédiaire des poussières ou du duvet une *Salmonella* invasive telle que *S. Enteritidis* peut essaimer dans différents éclosoirs, à partir d'un seul point de départ.

Un manque d'hygiène au niveau des couvoirs présente un réservoir pour certaines souches (40).

Les œufs infectés, provenant de porteurs, perpétuent le cycle animal- animal, lors de l'éclosion, infection se fait grâce aux coquilles, duvet et déjections, mais aussi par la voie respiratoire en inhalant la poussière (41,42).

Les caisses de livraison en plastique, de plus en plus utilisées, augmentent le risque d'inter-contaminations quand elles sont mal désinfectées entre deux livraisons de poussins (42,43).

- Au niveau des élevages

Les conditions dans lesquelles les poulets sont élevés (densité trop élevée) favorisent les infections par les pathogènes opportunistes. Le risque de contamination par des pathogènes potentiels est omniprésent au niveau de toutes les étapes de la chaîne de production avicole (44). Une variation brusque de l'un des paramètres (hygrométrie, température) déclenchent le stress et une ventilation insuffisante des locaux permet accumulation de gaz toxique mais surtout un confinement favorable de la dissémination de *Salmonella spp.* (43).

Il existe deux voies de transmission de *Salmonella* dans l'élevage avicole: transmission verticale à partir des ovaires, qui conduit à la production d'œufs contaminés, qui peuvent ainsi propager l'infection à l'ensemble de la lignée de volailles; ou par transmission horizontale par des vecteurs inanimés (tout objet en contact avec les volailles, voir Figure1 ou par des vecteurs animés comme les insectes et les rongeurs (45).

- Au niveau des abattoirs

Les *Salmonella spp.* sont présentes au niveau de la peau, les plumes et dans les fientes d'une petite proportion des poulets de chair au moment de l'abattage, mais les mauvaises conditions d'hygiène de l'abattoir ont tendance à augmenter le nombre des bactéries d'où on a tendance à l'augmentation de degré de contamination.

Les volailles contaminées au cours de l'élevage sont une source très importante de disséminations de *Salmonella spp.*, au cours des différentes étapes de leur préparation et la transformation, ainsi la prévalence des carcasses contaminées est toujours plus élevée que celle des poulets vivants.

La contamination horizontale des carcasses se fait sur toute la ligne de transformation depuis le transport jusqu'à l'éviscération, l'échaudage et le refroidissement.

En filière volaille, une fois le lot contaminé est introduit dans l'abattoir, il est très difficile d'empêcher la transmission des bactéries entre les animaux à cause de la contamination primaire des équipements d'abattoir (45).

2.2.3 Modes de transmissions

Il existe 2 modes de transmission à savoir :

Transmission verticale :

Elle résulte d'une infection de l'ovaire et l'oviducte de la poule pondeuse par un sérotype adapté, plus rarement par *S. Typhimurium* ou par *S. Haddar*, qui se traduit essentiellement par la chute de ponte suivi d'un rattrapage rapide avec absence de signes cliniques. Les *Salmonella spp.* sont colonisées à l'intérieure de l'œuf. A l'éclosion les poussins sont infectée par la souche maternelle (42).

En revanche, il est remarqué que *S. Gallinarum pullorum* se transmis plutôt in ovo, contrairement ou autre *Salmonella spp.*, les deux modes avec des fréquences différentes certains pensent que la contamination par *S. Enteritidis* est agent causale des infections ovariennes de la poule (29).

Transmission horizontale :

Elle débute principalement dès la mise des œufs au niveau de couvoir, les œufs sont contaminés au niveau de leurs coquilles à la ponte, sans pénétrer dans l'œuf, mais persiste sur la cuticule. Le poussin est infecté dès l'éclosion par contact avec la coquille infectée. De plus, dans les claies des couvoirs, une inter-contamination par création et diffusion d'un aérosol contaminé est prouvée (46).

2.3 Pathogénie

La pathogénèse de *Salmonella* débute par l'ingestion orale de la bactérie. La source habituelle de cette transmission est l'environnement des oiseaux, ainsi que l'eau et l'alimentation contaminée sont les plus importantes sources d'infections à *Salmonella* chez la volaille (47,48). Une fois la bactérie passe dans l'intestin grêle la phase d'invasion de l'épithélium commence par les cellules M de la plaque de payer et les tissus avoisinants. La pathogénicité de *Salmonella spp.* est construite de cinq gènes. La plupart des gènes contrôle l'entrée de germe à l'intérieure de la cellule M en utilisant un système de sécrétion du type III codé par l'ilot de pathogénicité numéro 1 SPI-1 (*Salmonella*

Pathogenicity Island) de l'agent pathogène *Salmonella* (49), cela se produit principalement dans le caecum (50).

Dans un deuxième temps, l'invasion des cellules épithéliales de l'intestin s'établit par la production des cytokines pro-inflammatoires (51). Ces protéines codées par le SPI-1 attirent les granulocytes hétérophiles et les macrophages du système immunitaire de l'hôte (52). Les bactéries de *Salmonella* sont ingérées et phagocytées, et passent ainsi à travers la muqueuse caecale, et sont capables de survivre et de se répliquer dans les macrophages. Cette étape nécessite également un système de sécrétion de type II codé par SPI-2, permettant la propagation des macrophages infectés, et les bactéries sont en mesure d'atteindre d'autres organes internes tels que le foie, la rate et le tractus génital (53). Il s'agit de la phase systémique de l'infection, une fois que l'infection systémique s'est établie, la mort rapide de la cellule hôte constituerait un désavantage pour la bactérie. A ce stade, la bactérie demeure dans une niche intracellulaire et retarde la mort cellulaire afin d'avoir plus de temps pour se multiplier dans la cellule hôte et atteindre d'autres organes et tissus de l'hôte (54,55).

2.4 Signes cliniques

2.4.1 Pullorose

La pullorose se manifeste cliniquement chez les jeunes poussins âgés de 1 à 3 semaines d'âge, c'est une maladie périnatale, selon le mode de transmission verticale de l'infection les mortalités peuvent débuter dès l'éclosion jusqu'à se manifester avec un pic à 2 ou 3 semaines d'âge après une phase de démarrage silencieuse.

Après installation de la forme septicémique, les poussins manifestent des signes de dépression intense avec un regroupement sous les radiants, ébouriffée, des fèces liquides et blanchâtres qui collent les plumes du cloaque voire une détresse respiratoire. Ils ont soif et meurent déshydratés. Des arthrites (*S. Typhimurium*) notamment tibiotarsiennes, omphalite peuvent être observées.

Des formes moins aiguës et plus tardives se traduisent par un mauvais état général avec des arthrites tibiotaro-métatarsiennes (33,43).

La pullorose occasionne des pertes par la mortalité à l'intérieure de la coquille dès le 15eme jour d'incubation et une mortalité foudroyante chez les poussins qui peut atteindre 80 à 90% (56).

2.4.2 Typhose

C'est la fièvre typhoïde des volailles ou typhose de poule. Elle affecte le plus souvent les élevages de poules pondeuses, notamment ceux en âges multiples et correspondent à la forme aiguë de la maladie.

Dans les pays endémiques, la maladie se manifeste par des prostrations des sujets infectés il devient assoiffé avec la cyanose des crêtes, les barbillons et les caroncules une diarrhée jaunâtre parfois hémorragique. Certains sujets peuvent présenter des troubles nerveux et respiratoires.

Des chutes de ponte peuvent être observées mais pas de façon systématique. Chez les reproducteurs, des baisses du taux d'éclosion accompagnent la transmission verticale au poussin.

La forme chronique de la maladie se manifeste par l'infection chronique de la grappe ovarienne ainsi qu'une ovarite, salpingite, ponte abdominale et la production des poussins contaminés (33,43).

2.4.3 Paratyphose

Dans les pays industrialisés, la quasi éradication de la pullorose-typhose a créé un vide biologique qui aurait favorisé le développement des infections à *Salmonella spp.* ubiquistes (57), chez la volaille sont des salmonelloses non typhiques comprennent les gastro-entérites et les TIAC. Les *Salmonella* dites « mineures » comme *S. Typhimurium*, *S. Enteritidis*, *S. Dublin* etc..., elles sont retrouvées chez l'homme et chez les animaux (58).

Les symptômes sont très limités, pouvant se présenter dans les élevages avicoles, selon trois modalités :

- Le portage sain, avec la présence de quelques bactéries dans l'organisme, mais sans excrétion de *Salmonella* est ainsi hébergée dans les monocytes et les macrophages ou elle est capable de survivre et de se multiplier (28).
- Le portage sain, strictement limité au tube digestif des volailles, avec un nombre de *Salmonella spp.* excrétées allant de moins de 10 à plus de 10⁷ microorganismes par gramme de matières fécales. Dans ce cas, l'excrétion peut être intermittente, et l'événement déclenchant peut-être le stress, le transport, la mue, les traitements médicamenteux, et l'état immunodéprimé des poules (59,60).
- L'expression d'une maladie avec des symptômes diarrhéiques et une hyperthermie, dans l'élevage reproducteur une chute de ponte, une diminution de fertilité et une mortalité accrues des jeunes cette forme sera déclarée lorsque le système immunitaire de l'hôte est soit déficient due à une importante multiplication de la bactérie dans le tube digestif (28).

2.5 Lésions

Les lésions des salmonelloses aviaires sont très caractéristiques quand elles sont présentes, mais elles sont inconstantes et variables selon l'âge, ainsi que l'acuité de l'infection.

2.5.1 Chez les jeunes

- Non résorption de sac vitellin de contenu grumeleux vert foncé sur les très jeunes oiseaux ou aspect cuit jaune verdâtre.
- Hépatomégalie avec des lésions nodulaires et dégénérative.
- Reins pâles avec dépôts d'urates.
- Rectum dilaté par un liquide blanchâtre (diarrhé+urate).
- Caeca dilatés par un magma caséux.
- Parfois une péricardite, aérosacculite, méningite.
- Chez les poussins *S. Enteritidis* provoque une péricardite spécifique qui interfère avec les colibacillaires (43).

2.5.2 Chez les adultes

Les lésions caractéristiques de la typhose sont :

- La carcasse a une apparence septicémique et très amaigrie, fortement émaciées et animées dans les formes chroniques (29).
- Fois hypertrophie de couleur vert bronze (congestion rétention biliaire).
- Splénomégalie.
- Entérite plus ou moins hémorragique, parfois même ulcéreuse.
- Des aérosacculites à *S. Arizonae* du dindon.
- Arthrites à *S. Typhimurium var. copenhagen* du pigeon.
- Chez la poule on note des ovules kystique, dégénérés, avec une ponte abdominale rare (43).

Pour la paratyphose, les lésions ne sont ni constant ni caractéristique, elles sont très comparables à la typhose et la pullorose (61).

2.6 Pouvoir pathogène

En 1992, Rhen et coll rapportent que le pouvoir pathogène d'une bactérie correspond à l'association d'un pouvoir invasif et d'un pouvoir toxique (62).

Plus interaction de plusieurs facteurs de virulence des souches, les uns sont liés à la souche tels les pili ou fimbriae, le rôle des flagelles, la structure du L.P.S (Lipo-polysaccharidique), le système de captation du fer, les toxines, la capacité de survie dans les macrophages et la présence d'un plasmide. D'autres sont plutôt liés à l'hôte comme la dose infectante, la voie d'inoculation et l'état immunologique de l'individu (63).

2.7 Pouvoir immunogène

Il apparaît d'après Mastroeni et coll, que la protection contre l'infection à *Salmonella* est assurée à la fois par l'immunité cellulaire et humorale, bien que l'importance de chacune dans l'ultime protection de l'hôte reste encore controversée.

L'activité protectrice des anticorps à lieu pendant la phase extracellulaire de l'infection bactérienne, ces anticorps protègent l'hôte en s'attachant à la surface de l'organisme infecté pour le prévenir de l'attachement puis l'invasion des cellules de l'hôte par

l'organisme infectant, en augmentant leur internalisation puis leur destruction par les phagocytes.

L'immunité cellulaire par contre est induite par les lymphocytes T, qui peuvent servir d'effecteurs directs de la fonction (cytolytique par les lymphocytes : LTct ou de régulation : Lth: helper ou de suppression: Lts), en modifiant l'activité des lymphocytes B ou d'autres lymphocytes T. Ces éléments de réponse immunitaire sont importants pour la protection contre les pathogènes intracellulaires et agissent à travers la destruction directe des cellules infectées de l'hôte ou l'activation de la phagocytose (64,65).

2.8 Traitement

Il a été montré que l'utilisation des antibiotiques réduisent le portage intestinal mais ne peuvent pas éliminer totalement les *Salmonella*. Il faudra donc distinguer le contexte de la « Salmonellose maladie » au démarrage, qui est justifié pleinement d'un antibiogramme, dont la maîtrise ne peut reposer sur l'usage d'antibiotique.

En revanche, on peut utiliser tout l'arsenal thérapeutique utilisé contre les bactéries à Gram négatif: quinolones (acide nalidixique, acide oxolinique, fluméquine, enrofloxacin), Aminoside (*per os* ou injectable), bêta-lactamines (amoxicilline, ampicilline), tétracyclines (43).

2.9 Prophylaxie

Dans la lutte contre cette maladie, l'éradication doit commencer par les reproducteurs, est la seule méthode d'avenir acceptable ; elle a porté ses fruits dans les pays qui se sont organisés, d'autant plus qu'il s'agit d'une salmonellose strictement aviaire.

Ainsi que des mesures sanitaires par l'application de mesures de bonnes pratiques d'élevage et la biosécurité (33).

On a plus des mesures médicales qui consistent en premier d'ajouter des additifs alimentaires anti-Salmonelle comme: les prébiotiques, les probiotiques ou par l'acidification de l'eau de boisson (42). Secondairement, la vaccination. Elle est néanmoins utilisée dans des pays où l'infection est endémique contre *S. Enteritidis*, notamment sur les poules pondeuses d'œufs de consommation. Les vaccins vivants sont controversés eu

égard au risque de retour à la virulence. Quoi qu'il en soit, la protection vaccinale comme pour toute infection salmonellique sera toujours insuffisante si la biosécurité est également insuffisante (33).

3. Salmonellose chez l'homme

3.1 Généralités

La Salmonellose est l'une des maladies infectieuses les plus fréquentes dans le monde, et c'est la plus importante en termes d'impact sur la morbidité et la mortalité chez l'homme. Plus de 2500 sérotypes de *Salmonella spp.* sont considérés comme pathogènes pour l'homme parmi lesquels on distingue :

- Les salmonelloses spécifiquement humaines, connues sous le nom de fièvre typhoïde ou paratyphoïde. Elles sont causées respectivement par *S. Typhi* et *S. Paratyphi*, et *S. Sandai*, qui sont des sérotypes strictement adaptés à l'homme (66).

Il s'agit de la forme la plus grave des salmonelloses humaines puisqu'en absence de traitement, elle évolue sous forme de septicémie généralement mortelle. Le réservoir strictement humain est entretenu par des personnes contaminées (malades, convalescents ou porteurs asymptomatiques) qui excrètent la bactérie via leurs selles ou leurs urines (67).

- Les salmonelloses non typhiques responsables des salmonelloses dites mineures. Leur réservoir majoritaire est le règne animal avec parfois un portage asymptomatique par l'animal et certaines préférences selon l'espèce animale. Par exemple les sérotypes Enteritidis, Virchow et Haddar contaminent principalement les volailles tels que le poulet, la dinde ou le canard. Le sérotype Dublin et Bovismorbificans infectent surtout les bovins tandis que Derby et Panama sont fréquemment isolés chez le porc (66). Bien que plus de 2500 sérotypes de *Salmonella enterica* ont été identifiés, la plupart des infections humaines sont causées par un nombre limité de sérotypes (68).

3.2 Toxi-infection collective (T.I.A.C) :

Les TIAC se définissent par la survenue dans un espace de temps d'au moins deux cas groupés ayant une symptomatologie similaire, en général digestive, dont on peut rapporter la cause à une même origine alimentaire.

Salmonella non typhique est une des premières causes de toxi-infection d'origine alimentaire collectives (TIAC) (2).

La contamination survient par l'ingestion de produits alimentaires contaminés d'origine animale tel que : la volaille, les produits de la viande, les œufs et les ovoproduits sont les aliments les plus souvent identifiés comme source de contamination chez l'homme. L'évolution des T.I.A.C. est généralement bénigne mais peut être grave aux âges extrêmes de la vie et nécessitent l'hospitalisation, parfois associée à une mortalité non négligeable (69).

3.3 Diagnostics et traitements

Chez l'homme, seule une coproculture permet d'établir un véritable diagnostic. Cette coproculture, comprend une phase d'isolement puis une identification précise de la bactérie. En général, l'antibiothérapie n'est pas mise en place. La guérison est spontanée en quelques jours, relèvent essentiellement d'un traitement symptomatique reposant principalement sur la réhydratation orale du sujet (70).

3.4 Prévention

Le traitement préventif repose sur l'hygiène générale : hygiène alimentaire, hygiène des collectivités et essentiellement sur l'hygiène des cuisines collectives : détection des porteurs sains, techniques de préparation, techniques de conservation : chaîne du chaud ou chaîne du froid, etc... (71).

PARTIE

EXPERIMENTALE

1. Objectifs de l'étude

Selon la synthèse bibliographique, il est constaté ces dernières années que les problèmes liés aux salmonelles non typhiques se sont considérablement amplifiés, tant du point de vue de l'incidence de la salmonellose, que de la gravité des cas humains.

La viande de poulet est parmi les plus important cause d'infection alimentaire à *Salmonella* pour l'humain, de telle sorte que l'évaluation de la prévalence ou de l'incidence de la contamination des carcasses par *Salmonella* est capitale afin de connaître le niveau de contamination, les facteurs favorisants et les risques liée à la santé publique.

L'objectif de ce travail a donc été de réaliser une enquête de terrain transversale afin d'estimer l'épidémiologie des contaminations par les salmonelles dans les élevages algériens de poulets de chair. L'enquête a porté sur un seul abattoir situé à la capitale, Alger. Ainsi, les objectifs de ce projet de fin d'étude ont été entrepris afin :

- D'estimer la prévalence de contamination des élevages de poulet de chair dans la région d'Alger par *Salmonella spp.*
- D'identifier les sérotypes rencontrés sur les carcasses de poulet.
- De déterminer les profils d'antibiorésistance des isolats appartenant aux différents sérotypes.

2. Matériel et méthodes

2.1 Présentation du laboratoire

L'**Institut Pasteur** est une fondation française privée à but non lucratif qui se consacre à l'étude de la biologie, des microorganismes, des maladies et des vaccins. Il est ainsi nommé d'après Louis Pasteur, son fondateur et premier directeur qui en 1885, a mis au point le premier vaccin contre la rage. Il a été fondé le 4 juin 1887, grâce à une souscription nationale et inauguré le 14 novembre 1888. L'Institut Pasteur d'Algérie fut créé en 1894, à l'initiative des Docteurs TROLARD et SOULIE. Il

avait pour mission au départ, d'assurer le traitement antirabique des personnes mordues.

En l'an 1900, l'Institut Pasteur de Paris détacha à Alger une mission permanente, dirigée par les frères EDMOND et ETIENNE SERGENT, pour vérifier les hypothèses émises par le Docteur LAVERAN sur l'agent du paludisme.

L'Institut Pasteur d'Algérie fait partie du Pasteur Network (Réseau des Instituts Pasteur du Monde), il est considéré comme un Institut d'Outre-mer, rattaché à la maison-mère et placé sous la tutelle des autorités coloniales locales.

Pour répondre à ses différentes missions et activités, l'Institut Pasteur d'Algérie dispose d'un siège social avec 3 annexes à Alger et de 3 antennes. Le nouveau siège social de l'Institut Pasteur d'Algérie est situé à Dely-Brahim. Le nouvel Institut Pasteur a été initié en 1974 dans le but de regrouper tous les sites de l'IPA.

Actuellement, il abrite : La direction générale et toutes les structures administratives, les principaux laboratoires de diagnostic spécifique et de recherche en bactériologie, immunologie, parasitologie, mycologie, le laboratoire de bactériologie des aliments des eaux et de l'environnement, le laboratoire de contrôle qualité des vaccins et sérums, le centre de prélèvement et enfin, les chevaux producteurs de sérums antivenimeux (72).

2.2 Période d'étude

Notre expérimentation a été réalisée au niveau du Laboratoire de Bactériologie des Aliments, des Eaux et de l'Environnement, elle s'est déroulée en deux étapes :

- la première du 12 octobre 2022 au 03 novembre 2022 pour la récolte des prélèvements et l'identification du germe et ;
- la deuxième du 26 mars 2023 au 06 avril 2023 pour l'étude du profil de résistance aux antibiotiques des souches isolées.

2.3 Protocole de recherche

Protocole général de l'étude est présenté dans la figure 2 :

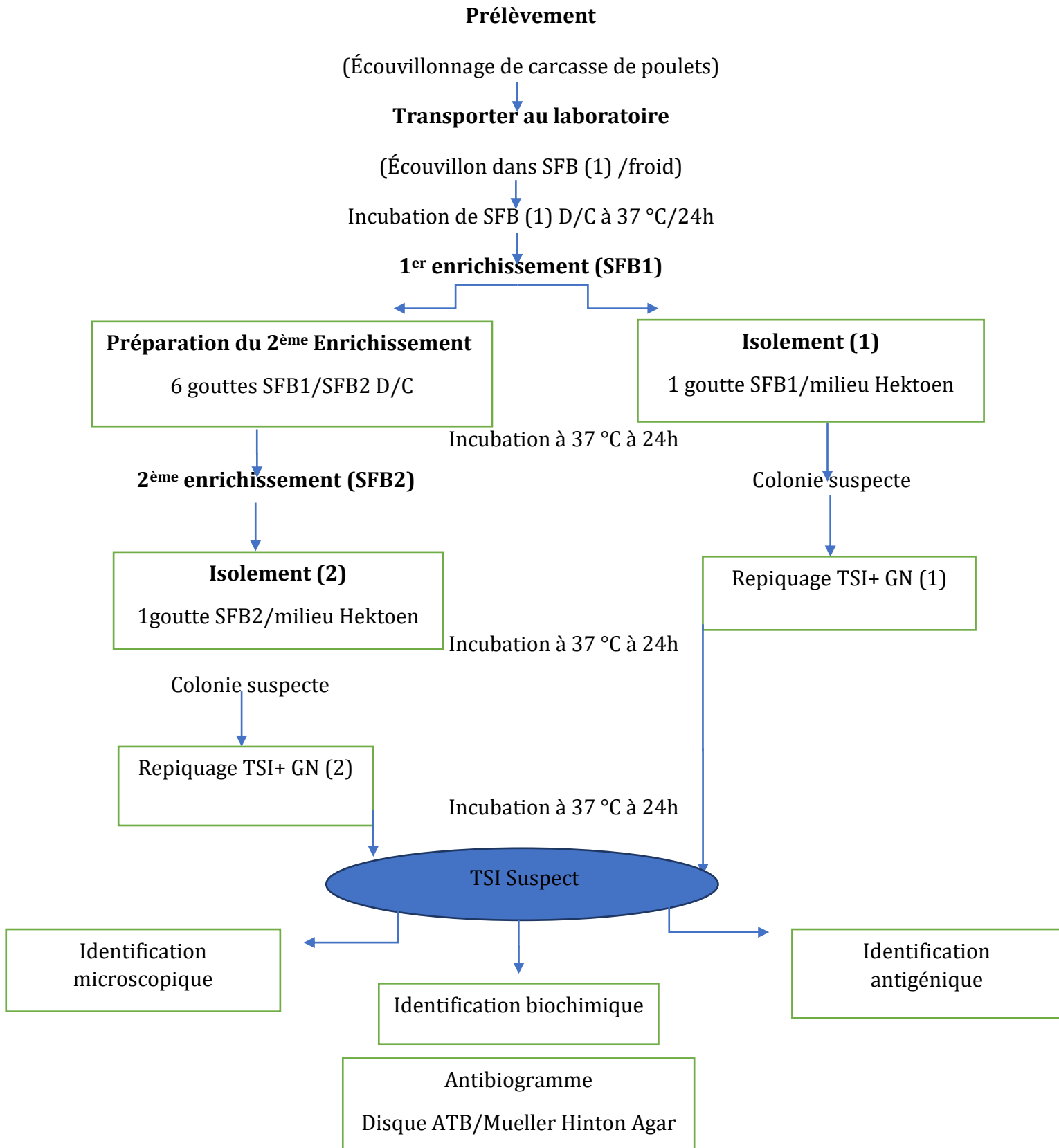


Figure 2 : Protocole du mode opératoire pour la recherche de *Salmonella spp.*

2.4 Matériel

La population étudiée portait sur les poulets abattus dans l'abattoir avicole privé situé à Alger. Ces poulets provenaient d'élevages avoisinants, essentiellement de la wilaya d'Alger.

Les compositions des solutions et des milieux utilisés sont données dans la partie Annexe A.

2.5 Méthodes

Le protocole de recherche de *Salmonella spp.* à partir des carcasses de poulets a été établie selon la méthode ISO 6579-1 : 2017 : Méthode horizontale de la recherche des *Salmonella*.

2.5.1 Echantillonnage

Les viandes blanches représentent la source principale de viande en Algérie. Au niveau de la capitale Alger, il existe plusieurs abattoirs avicoles.

L'étude a porté sur un seul abattoir dans la région d'Alger qui a accepté la prise de prélèvements. Les sujets choisis dans l'abattoir sont issus de différent élevages de la région centre, mais sans aucune autre précision.

Un total de 40 prélèvements a été collecté, réalisé par un seul opérateur.

Chaque échantillon est suivi d'une fiche de suivi comportant :

- **Date ;**
- **Type de prélèvement ;**
- **Age ;**
- **Race;**
- **Poids moyen ;**
- **Origine et signes cliniques (Voir partie Annexe B).**

2.5.2 Prélèvements

Les prélèvements sont effectués pendant la matinée juste après l'abattage.

Un écouvillonnage est réalisé sur une carcasse entière de la volaille de part et d'autre du bréchet (muscles pectoraux) selon le Journal Officiel de la République Algérienne (02 juillet 2017) , au niveau de l'œsophage, cloaque et à l'intérieur de la carcasse.

L'écouvillon en premier lieux est imbibé avec l'eau peptoné tamponnée (EPT), ensuite introduit directement dans le tube de bouillon de Sélénite-cystine (SFB1) à double concentration après écouvillonnage.

Pour éviter la contamination d'une carcasse à une autre, les règles d'asepsie ont été bien respectées entre les prélèvements des différentes carcasses.

L'ensemble des prélèvements pris sont transporté dans une glacière sous régime de froid (+4°C). Les prélèvements ont été analysés le jour même dans le Laboratoire de Bactériologie des Aliments et des eaux de l'Institut Pasteur d'Algérie (Figure 3).

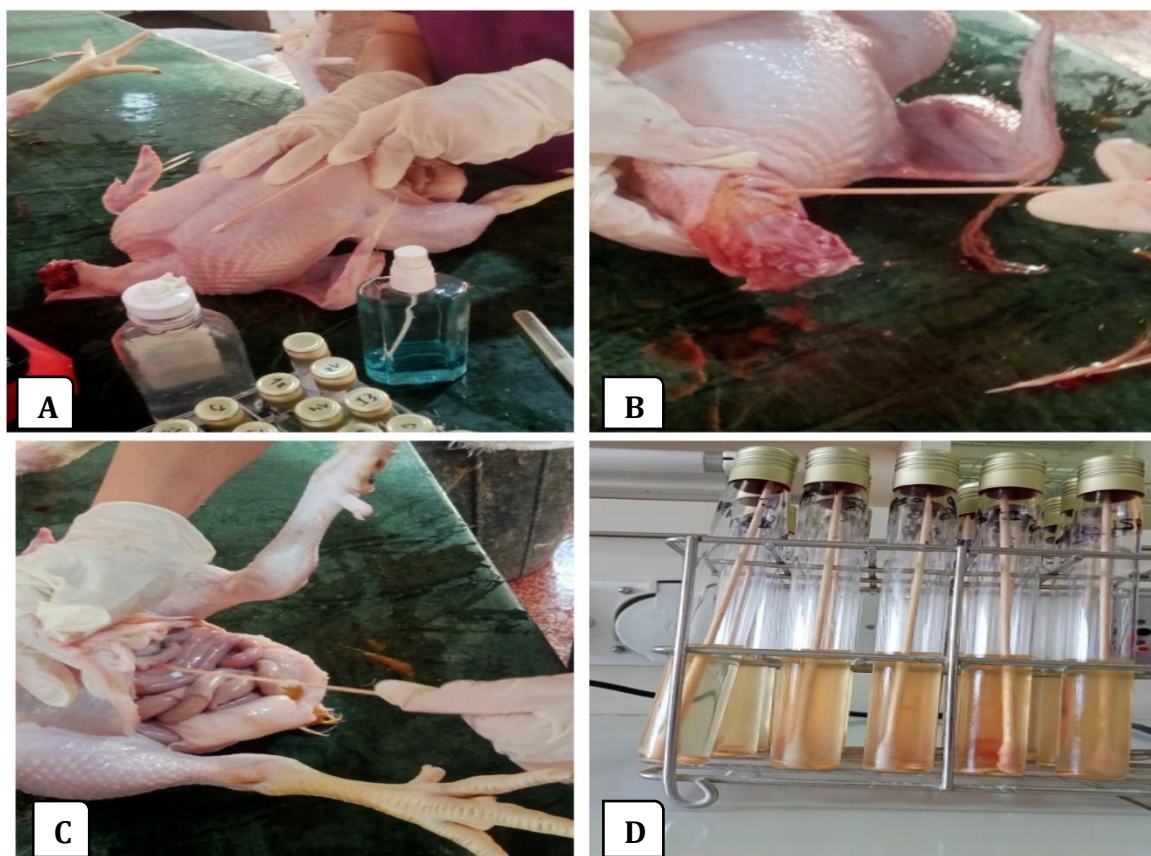


Figure 3 : Etapes de prélèvements (Photo personnelle)

2.5.3 1^{er} Enrichissement

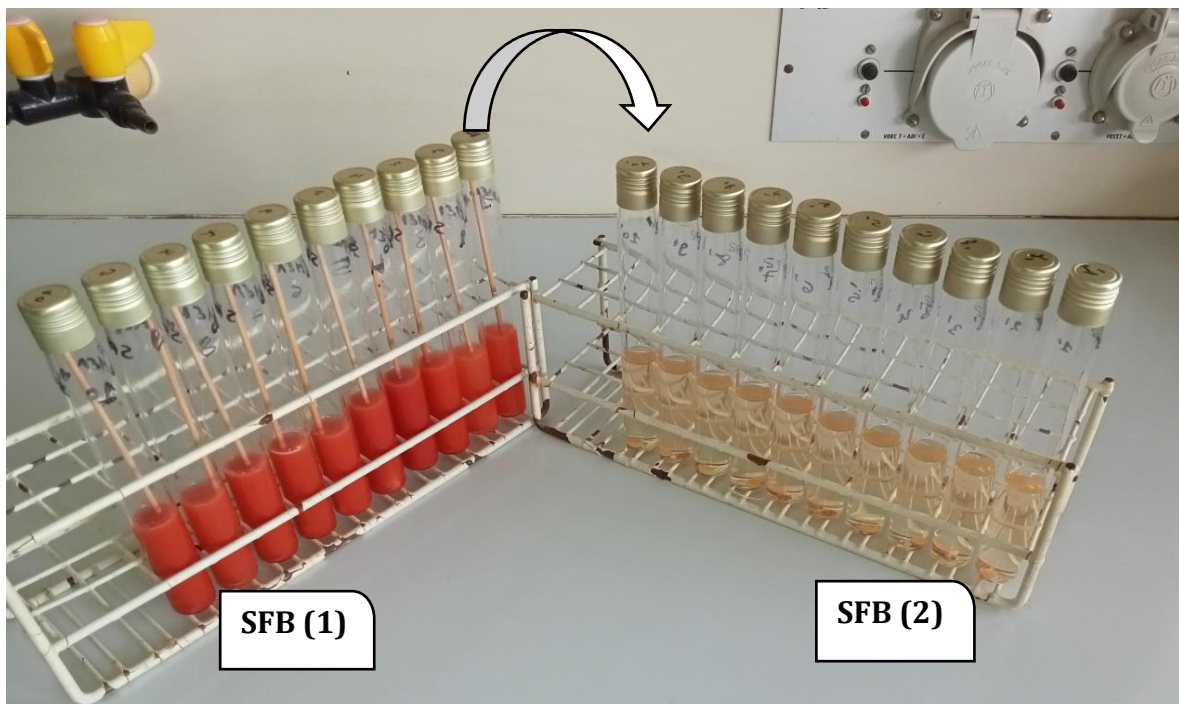
Il est obtenu après incubation de l'écouvillon déjà mis dans un tube SFB D/C à 37 °C pendant 24h.

Après incubation nous avons réalisés :

- **Isolement** : à partir du tube du bouillon SFB (1). A l'aide d'une pipette Pasteur, une goutte de ce bouillon estensemencée sur la gélose Hektoen en stries, puis une incubation est pratiquée pendant 24h à 37 °C.

Nous procédons de la même technique pour le SFB (2) ainsi nous obtiendrons le milieu Hektoen (2).

- **2^{ième} enrichissement** : à partir du bouillon SFB (1). Six gouttes de ce bouillon sont transférées dans le 2^{ième} tube à essai SFB (2), mélangé bien puis procéder à l'incubation pendant 24h à 37 °C pour avoir l'enrichissement II (Figure 4).



SFB : Bouillon sélénite-cystine

Figure 4 : Préparation de 2^{ième} enrichissements à partir de Bouillon sélénite-cystine (SFB)(1)
(Photos personnelle)

2.5.4 Repiquage

A partir des milieu Hektoen (1) et (2) après incubation , les colonies à centre noir et halo transparent (H_2S+ (production de sulfure d'hydrogène), LAC-(pas de dégradation de lactose),bien isolées suspectes de *Salmonella spp.*, sont repiquée sur TSI (Triple Sugar Iron) et GN inclinée (Gélose Nutritive) pour les différentes s d'identification (Figure 5).

A l'aide d'une pipette Pasteur stérile, une partie de la colonie est ensemencée sur milieu TSI par des stries sur la pente et le culot par une piqûre centrale profonde. Les tubes, ne doivent pas être fermés hermétiquement pour éviter l'éclatement des tubes s'il y a production de gaz.

L'autre partie de la colonie est ensemencée par des stries serrées sur GN inclinée. Les tubes sont incubés à 37 °C pendant 24h (Figure 6).

Une culture typique de *Salmonella* sur TSI correspond à :

- Une pente alcaline rouge, signe de la non-dégradation du lactose et du saccharose.
- Un culot acide jaune, signe de la fermentation du glucose.
- Un dégagement de gaz qui se traduit par la formation de bulles, soulevant parfois la gélose.
- Une production de sulfure d'hydrogène (H_2S), signe de l'utilisation du chlorure ferreux, d'où le noircissement de la gélose.



Figure 5 : Repiquage sur Triple Sugar Iron (TSI) et Gélose Nutritive (GN) (Photos personnelle)

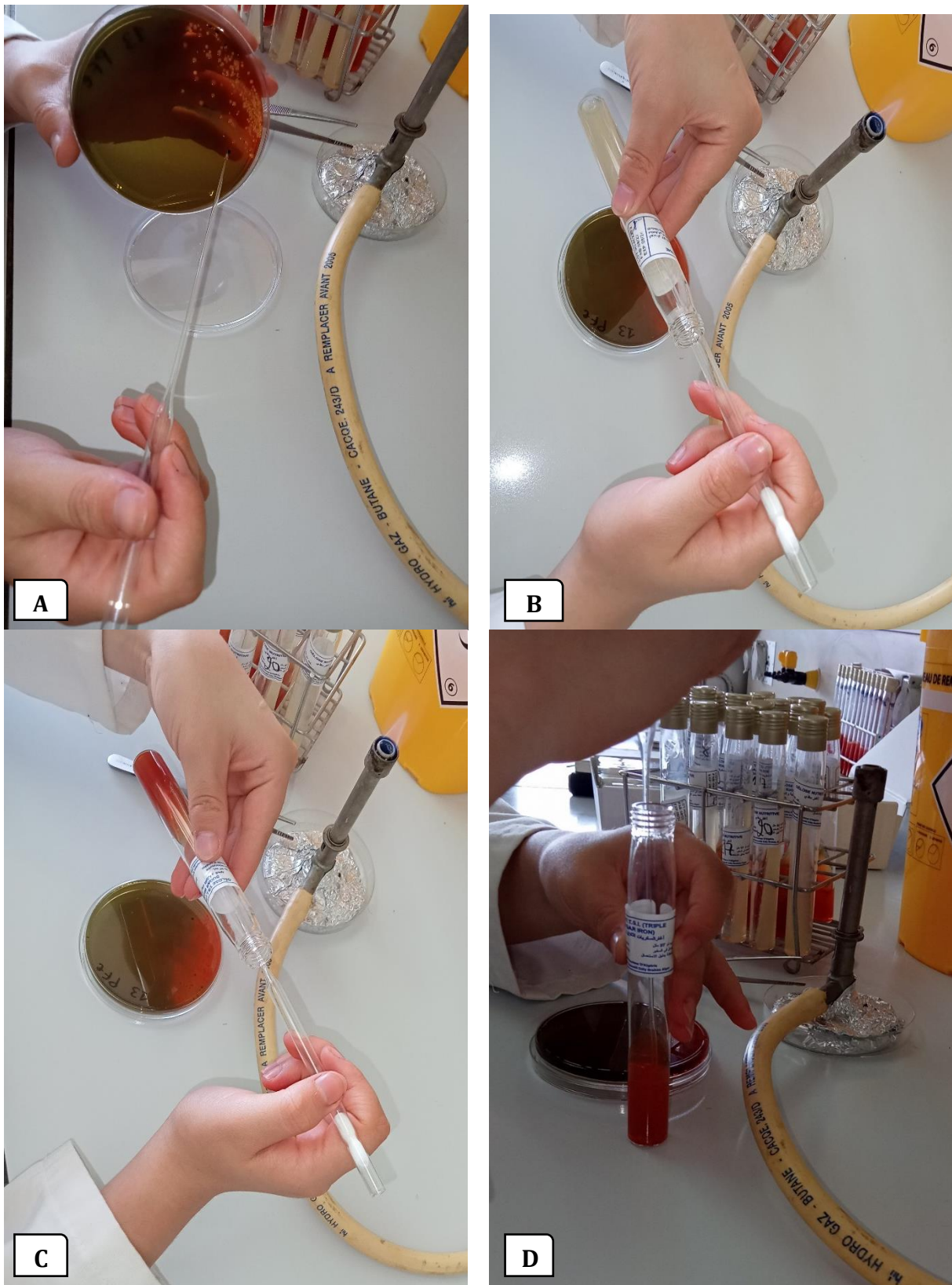


Figure 6: Différentes étapes de repiquage sur Triple Sugar Iron (TSI) et Gélose Nutritive (GN) (Photo personnelle)

2.5.5 Identification microscopique

La coloration de Gram est la coloration la plus utilisée en bactériologie. C'est une coloration différentielle qui divise les bactéries en 2 groupes : les bactéries à Gram positif et les bactéries à Gram négatif (Annexe C).

2.5.6 Identification biochimique

Après repiquage et purification, les TSI suspectées être de *Salmonella* sont soumises à des tests biochimiques pour confirmation par une galerie classique :

Test de l'Urée-Indole et TDA :

- Repiquage sur urée des colonies présumées être des *Salmonella*, isolées à partir de la GN inclinée, puis nous passons à l'incubation 24h à 37 °C.
En présence d'uréase, le milieu vire au rouge violacé : Uréase +. Si le milieu reste inchangé (orange), l'Uréase est négative : Uréase -.

Le tube est ensuite divisé en 2 tubes à essai pour :

- La recherche de la production d'indole qui est réalisée en ajoutant 4 à 5 gouttes de réactif de Kovacs dans le tube ensemencé.
La présence d'indole est marquée par l'apparition d'une coloration rouge en forme d'anneau à la surface du milieu.
- La recherche de la TDA (Tryptophane désaminase) qui est réalisée en ajoutant 4 à 5 gouttes de réactif de TDA dans le tube ensemencé.
La présence de TDA est révélée par la formation d'un précipité rouge brique.

Test LDC :

- Préparer une suspension bactérienne dans un tube contenant de l'eau physiologique stérile, à partir de la culture bactérienne obtenue sur GN inclinés.
- Versé les réactifs :LDC(Lysine Décarboxylase) et le Témoin Moeller dans des tubes sec.
- Ajouter 6 gouttes de la suspension bactérienne à chaque tube, rajouter de l'huile de vaseline pour créer l'anaérobiose puis incuber à 37 °C pendant 24h.

- Le lecteur de test LDC se fait impérativement après le lecteur de Témoin Moeller.
- La dégradation de glucose est révélée par le virage acide de Témoin Moeller au jaune : Témoin Moeller +. Si le Témoin Moeller est négatif (pas de changement de couleur) on lit pas la suite de la galerie.
- La dégradation de la lysine est révélée par le virage alcalin de LDC au violet :LDC +.
LDC - :le milieu devient jaune.

Galerie biochimique miniaturisés « API 20E » :

L'identification de *Salmonella spp.* a été confirmée par la galerie Api 20E.

C'est une galerie de 20 micro-tubes contenant des substrats déshydratés qui permettent de réaliser 20 tests biochimiques (enzymatiques ou des fermentations de sucres) (Annexe C).

La lecture des réactions se fait en se référant au tableau de lecture fournit par le fabricant BIOMERIEUX. Sur une fiche de résultat, on additionne les chiffres correspondants aux réactions positive de chaque triplet puis on obtiendra un code de sept chiffres qui sera entré manuellement dans un logiciel d'identification.

2.5.7 Identification antigénique

Le sérotypage des souches aviaires de *Salmonella* ont été réalisés dans le Laboratoire des Entérobactéries et autres Bactéries Apparenté de l'Institut Pasteur d'Alger.

Cette étape a été réalisée selon la méthode d'agglutination sur lame. En utilisant des sérums agglutinants polyvalents et monovalents (Annexe C).

2.5.8 Antibiogramme

Un contrôle de la qualité a été réalisé qui vise à s'assurer de la conformité de milieu Muller-Hinton Agar, qui va permettre une bonne croissance des souches de référence

utilisées à savoir *Escherichia coli* ATCC 25922 et *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 et de vérifier que les diamètres des zones d'inhibition sont bien dans les limites requises pour chacune des associations antibiotique/bactérie afin d'assurer la validité des résultats d'antibiogramme obtenus.

L'antibiogramme a été réalisée selon les recommandations vétérinaires 2020 du CASFM (Le Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie) ou figure la liste des antibiotiques utilisés (73).

L'antibiogramme a été réalisé sur milieu gélosé Mueller-Hinton Agar par la méthode d'écouvillonnage d'une culture jeune et pure prise sur une gélose nutritive, pour 4 disques antibiotiques selon les étapes suivants :

- Couler 25ml de la gélose de Mueller-Hinton (MH) en surfusion dans des boîtes de pétri de forme ronde ; il est impératif que l'épaisseur de la gélose soit égale à 4 mm. Laisser solidifier et sécher.
- Préparer l'inoculum dans un tube contenant de l'eau physiologique stérile, à partir de la culture bactérienne obtenue sur gélose nutritive ; homogène, sa turbidité doit être équivalente à 0.5 Mc-Farland, une valeur ajustée par un densimètre.
- À l'aide d'un écouvillon stérile imbibé de suspension bactérienne et essoré contre la paroi interne du tube, nous ensemençons à trois passages et en stries bien serrées la gélose.
- Appliqués à la surface de la gélose ensemencés les disques antibiotiques en s'éloignant 1cm de la paroi. L'incubation s'effectue à 37°C et dure 18-24h (Figure 7).
- Après 24h d'incubation les zones d'inhibitions ont été mesurées et interprétées en sensible (S) ou résistant (R) selon le tableau 3 dans la partie Annexe C.

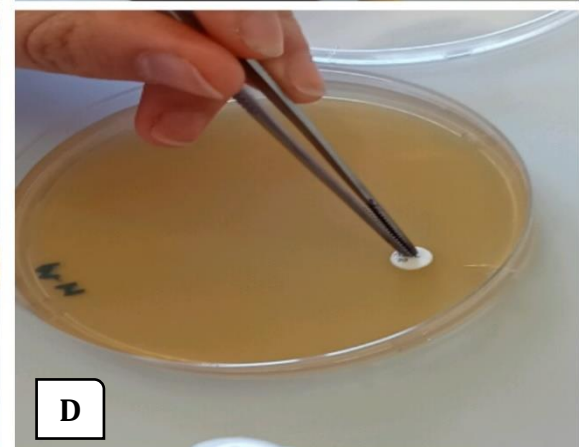


Figure 7: Etapes de l'antibiogramme (Photo personnelle)

3. Résultats

Dans la présente enquête , 40 prélèvements issus d'un seul abattoir avicole d'Alger ont été analysés au laboratoire de bactériologie.

Un écouvillonnage est pratiqué sur des carcasses entières de poulets au niveau des muscles pectoraux, œsophage, cloaque et à l'intérieure de la carcasse. Les résultats trouvés sont comme suit :

3.1 Aspect macroscopique

Après incubation, les colonies de salmonelle sur milieu Hektoen sont apparues : noires avec un halo transparent, un bord régulier et circulaire(Figure 8).



Figure 8 : Aspect des salmonelles sur milieu Hektoen (Photo personnelle)

3.2 Aspect microscopique

Après une coloration de Gram, les bactéries sont apparues rose avec une forme bâtonnet ce qui confirme que ces des bacilles à Gram négatif (Figure 9).



Figure 9 : Aspect des salmonelles sous microscope optique à l'objectif G 10X100 après coloration de Gram (Photo personnelle)

3.3 Identification biochimique

L'identification biochimique est une étape principale dans le protocole de recherche et l'identification des salmonelles, qui possède plusieurs étapes.

Les étapes et leurs résultats sont :

- Repiquage sur TSI et GN

Après un repiquage des colonies isolées du milieu Hektoen sur TSI et GN inclinée nous avons obtenu des TSI caractéristiques des salmonelles (Figure 10) avec:

- Une pente alcaline rouge, signe de la non-dégradation du lactose et du saccharose.
- Un culot acide jaune, signe de la dégradation de glucose
- Un dégagement de gaz qui soulève la gélose.
- Une production de sulfure d'hydrogène (H_2S), d'où le noircissement de la gélose.



Figure 10 : Résultat de repiquage sur Triple Sugar Iron (TSI) (Photo personnelle)

➤ Galerie classique

A partir de chaque TSI suspect de *Salmonella*, une colonie isolée sur GN incliné correspondante est soumise à des tests biochimiques d'orientation (Galerie classique) avant de subir une confirmation sur la galerie miniaturisée.

Les tests effectués sont : urée, indole, TDA et LDC (Figure 11 et 12).

Une salmonelle présente les caractères biochimiques suivant :

- Une uréase négative (orange), signe d'absence d'uréase.
- TDA négative (pas de changement de couleur), signe d'absence de la tryptophane désaminase qui conduit à l'absence de formation de l'acide pyruvique.
- Indole négative (pas de changement de couleur), signe de la non production indole à cause d'absence de tryptophanase.
- Témoin Moeller positive (jaune), signe de dégradation du glucose.
- LDC est soit positive (violet) ou négative (jaune) selon la souche isolée.

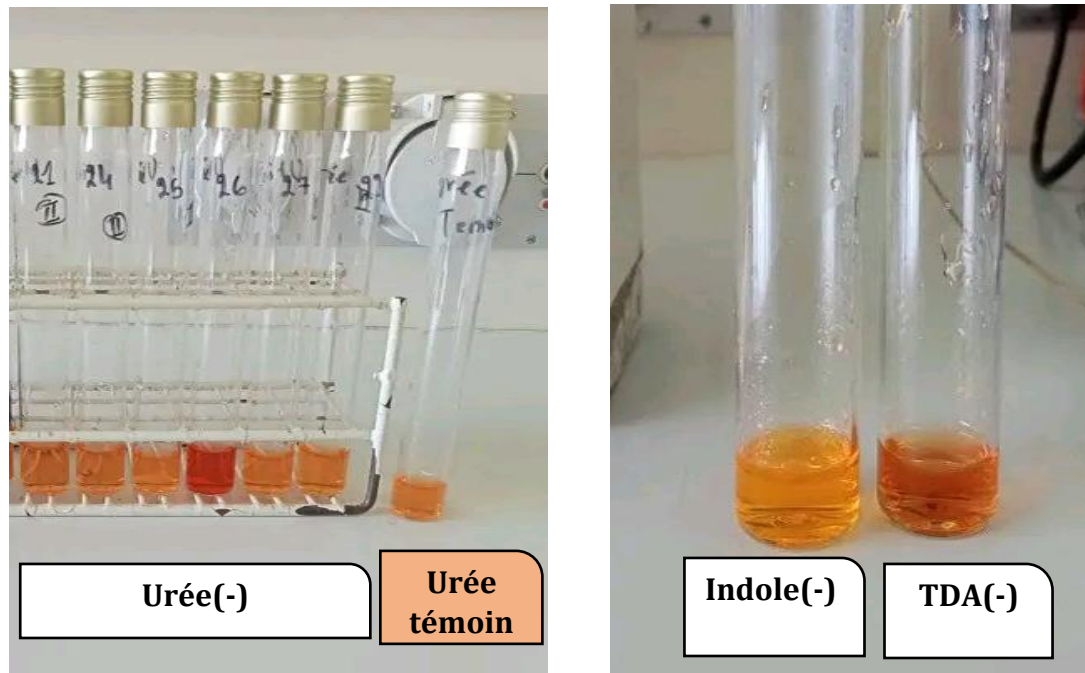


Figure 11 : Résultats des tests urée, indole et Lysine Décarboxylase (TDA) (Photo personnelle)

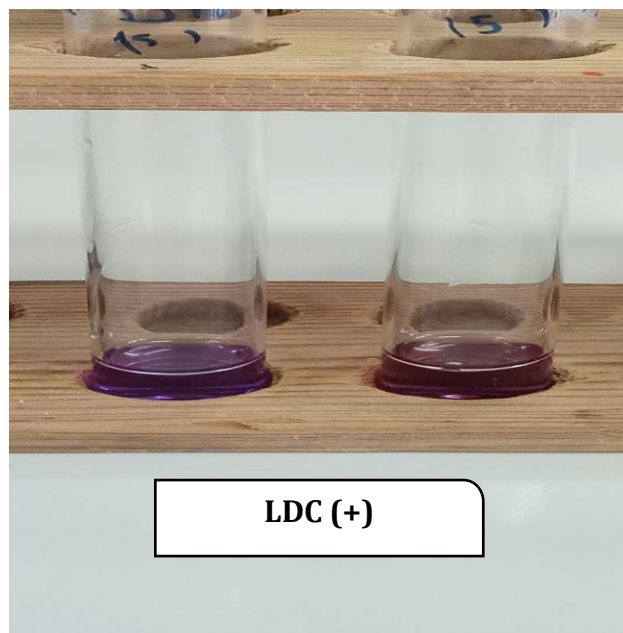


Figure 12 : Résultat du test Lysine Décarboxylase (LDC) (Photo personnelle)

➤ Galerie Api 20E

Pour une confirmation biochimique, une galerie Api 20E est pratiquée sur les colonies isolées de GN incliné correspondant au TSI suspect de *Salmonella* après avoir l'identifié par la galerie classique (Figure 13).

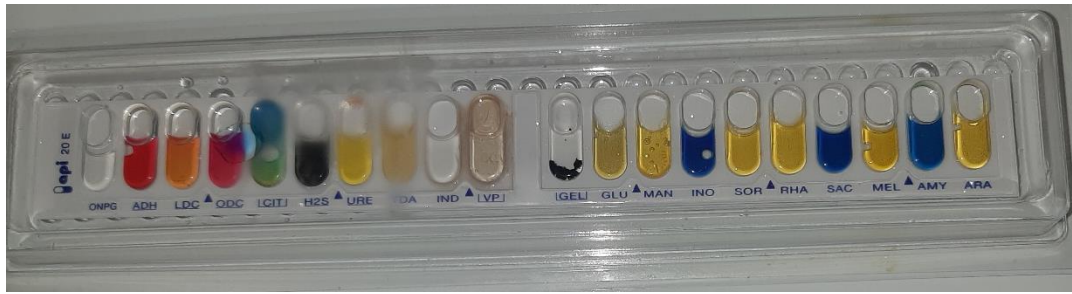


Figure 13 : Résultat d'une Galerie Api 20E pour une souche *Salmonella spp.* (Photo personnelle)

3.4 Prévalence de *salmonella*

Parmi les objectifs à atteindre dans cette étude, c'était de déterminer la prévalence de salmonelle chez le poulet de chair de l' abattoir visité.

Nos résultats sont résumés dans le Tableau 1 et Figure 14 Suivante :

Tableau 1 : Prévalence de *Salmonella* sur les carcasses de poulets

Nombre total de prélèvements	Nombre de prélèvements positifs	Nombre de prélèvements négatifs
40	17	23

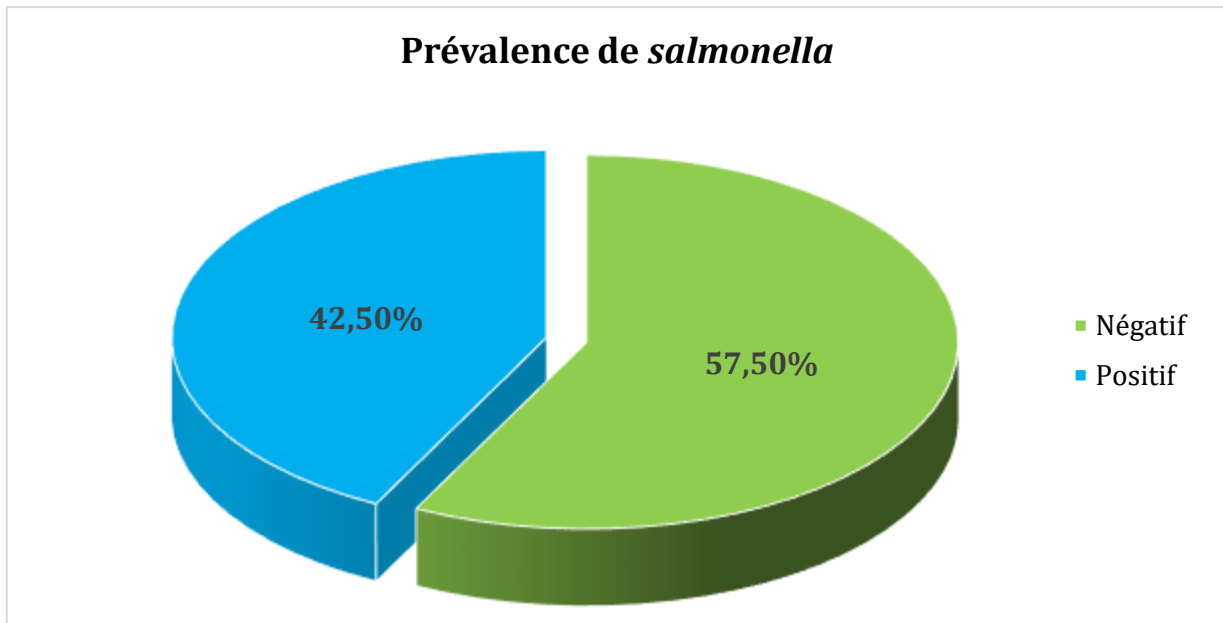


Figure 14 : Prévalence des salmonelles isolées des carcasses de poulets

Interprétation

Parmi les 40 prélèvements analysés seulement 17 prélèvements se sont révélés contaminés par *Salmonella* pour un pourcentage de 42,5% et 23 prélèvements sont révélés non contaminés pour un pourcentage de 57,5%.

3.5 Résultats des souches de salmonelle isolées

Après avoir confirmé la présence de *Salmonella* dans les prélèvements, l'identification sérologique de ses souches est une étape obligatoire qui nous a permis d'identifier les sérovars présents (Figure 15).

Nous avons pu déterminer la formule antigénique pour la plupart des isolats de *Salmonella spp.* ; ce qui nous a permis par la suite, d'identifier son nom à partir du schéma de Kauffmann-White. Six souches n'ont pu être identifiées pour manque des sérums agglutinants.

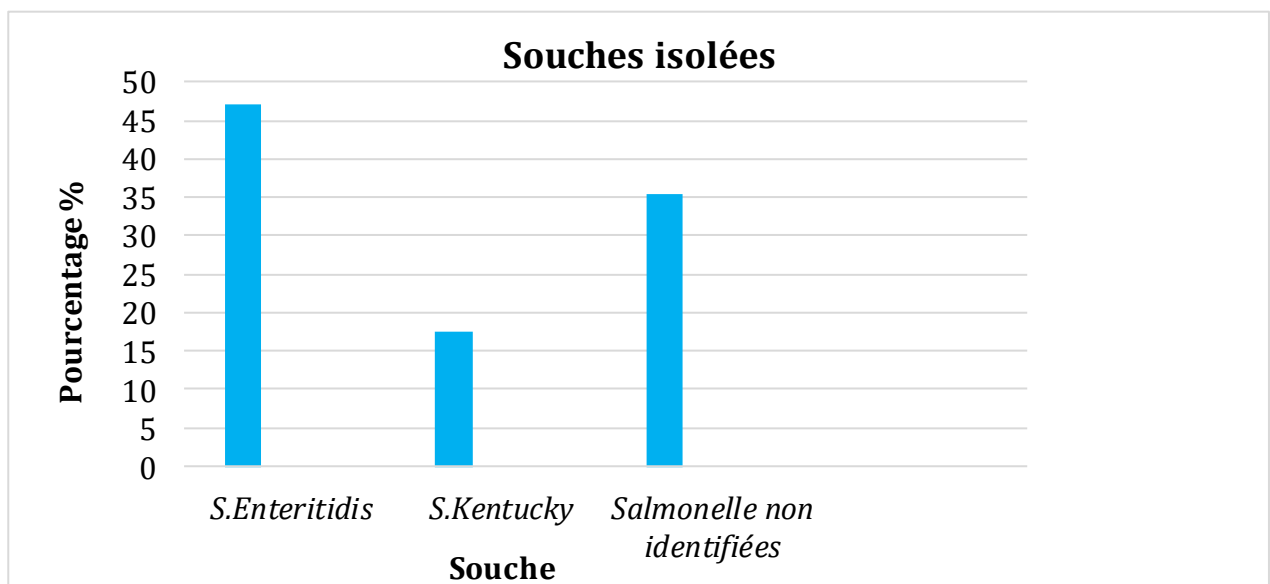


Figure 15 : Sérotypes de *Salmonella* isolées

Interprétation

Dans notre étude, 17 prélèvements se sont avérés positifs à *Salmonella*. Deux sérotypes différents ont été isolés à savoir :

- Huit souches de *S. Enteritidis* (47,06%)
- Trois souches de *S. Kentucky* (17,65%)
- Six autres souches n'ont pas été sérotypées (35,29%)

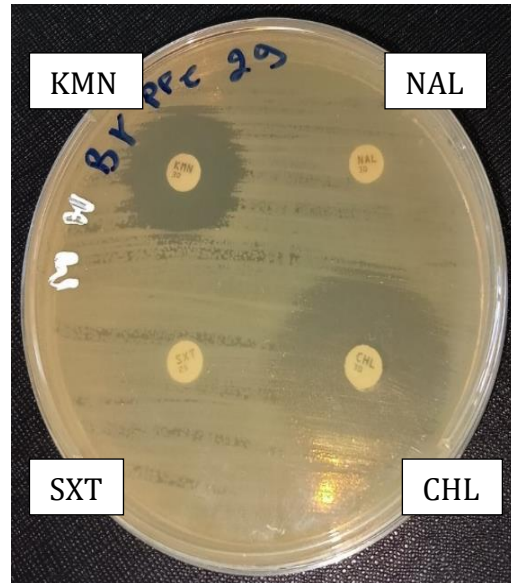
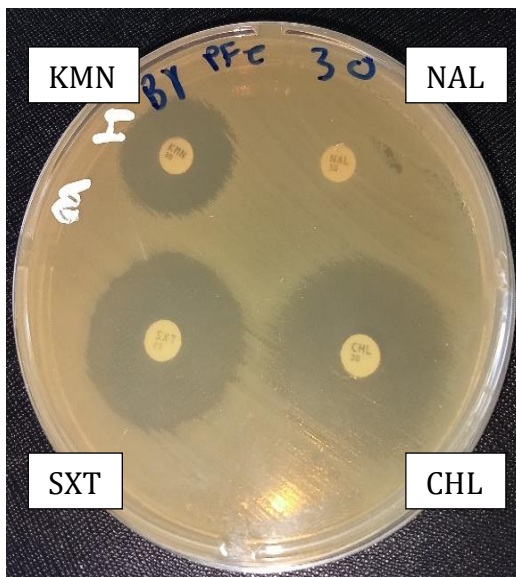
3.6 Résultats de l'antibiogramme

Les résultats de l'antibiogramme nous permettent de déterminer la prévalence d'antibiorésistance des souches de salmonelles isolées de poulets de chair aux différents antibiotiques.

Au total, 4 antibiotiques sont testés sur chacune des 17 souches isolées sérotypées ou non sérotypées. Les résultats sont résumés dans le tableau 2 et les figures 16 et 17 suivants :

Tableau 2 : Antibiorésistance des sérotypes isolés

Antibiotiques testée	Sérotypes		
	<i>S. Enteritidis</i>	<i>S. Kentucky</i>	<i>Salmonella non sérotypée</i>
Kanamycine	Sensible	Sensible	Sensible
Acide nalidixique	Résistant	Résistant	Résistant
Triméthoprime + Sulfaméthoxazole	Sensible	Sensible	Sensible + (1 souche résistante)
Chloramphénicol	Sensible	Sensible	Sensible



NAL : acide nalidixique

SXT : Triméthoprime+ sulfaméthoxazole

KMN : kanamycine

CHL : chloramphénicol

Figure 16 : Résultat d'un antibiogramme réalisé pour *S. Enteritidis* (à gauche) et *S. spp* (à droite)
(Photo personnelle)

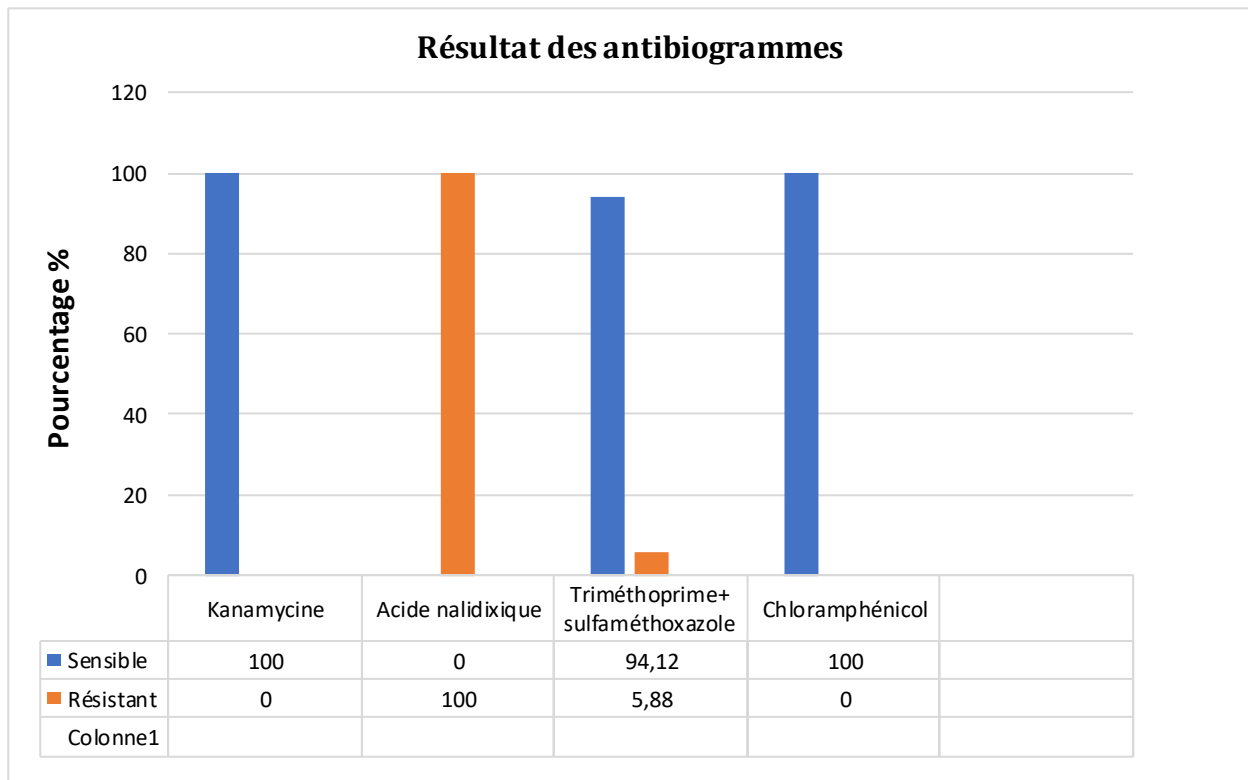


Figure 17 : Résultats des antibiogrammes

Interprétation

L'étude de la sensibilité aux antibiotiques a révélé une différence de résistance des souches vis-à-vis les quatre antibiotiques utilisés de différentes familles, ainsi que nous avons noté:

- 100% (n=17) des souches étaient sensibles à kanamycine et chloramphénicol.
- 94.12% (n=16) des souches étaient sensibles à triméthoprim associé à la sulfaméthoxazole à l'exception d'une souche *S.spp* qui à présenter un profile de résistance.
- 100%(n=17) des souches étaient résistantes à l'acide nalidixique.

4. Discussion

➤ Taux de contamination

Cette étude a permis de mettre en évidence le taux de contamination des carcasses de poulets par *Salmonella spp.*

Les résultats montrent 42.5% des échantillons d'écouvillonnage sur carcasses de poulets abattus dans un abattoir privée d'Alger sont positifs à *Salmonella spp.*

En Algérie, les données de prévalence de *Salmonella* sur les poulets varient considérablement au niveau des abattoirs, allant de 3,6% dans différents échantillons incluant les peaux de cou, les surfaces et les outils (74) jusqu'à 50% dans les carcasses (75).

En 2022, une étude a enregistré à El Mansoura en Égypte une prévalence de 39% (78/200) de carcasses de poulets qui sont contaminées de *Salmonella spp.*, Néanmoins, ces résultats provenant des carcasses de poulet congelées à une température de -12 °C à -18 °C (76).

La présence de *Salmonella spp.* au niveau d'une carcasse de poulet pourrait constituer un risque potentiel pour la santé publique, d'où augmentation des maladies bactériennes d'origine alimentaire chez l'homme, après ingestion de poulet ou ces dérivées.

Nos taux de contamination sont plus élevés par rapport aux résultats enregistrés en Égypte en 2019 (29,4%) (77). En revanche, ils sont plus proche des résultats enregistrés en Sénégal : 43,3% (78), au Brésil : 42% (79), en Grèce : 37% (80) et en Turquie : 36,6% (81). Contrairement à ce qui est attendu, nos résultats sont moins élevés que les taux rapportés en Italie : 69% (82) et aux États-Unis : 59,5% (83).

Néanmoins, ces résultats sont enregistrés à partir de plusieurs abattoirs contrairement à notre étude.

Par ailleurs, l'Institut Pasteur d'Algérie a enregistré dans son enquête : 49,34% (75 cas positifs) confirmés de *Salmonella spp.* qui ont été isolées à partir des coprocultures de personnes hospitalisés ou d'externes durant année 2019 (84).

➤ Facteurs favorisants

Les taux de contamination élevés observés dans cette étude pourraient s'expliquer par une combinaison de plusieurs facteurs liés au processus de production, notamment l'inefficacité des programmes de surveillance des salmonelloses non typhiques dans les couvoirs et les élevages malgré une politique sanitaire drastique axée en particulier sur six sérotypes de *Salmonella* à savoir : *S. Enteritidis*, *S. Typhimurium*, *S. Typhi*, *S. Arizona*, *S. Paratyphi* et *S. Pullorum gallinarum* (85).

Une méta-analyse sur les sources de *Salmonella spp.* dans la production de volailles a révélé que le couvoir est le principal responsable de la présence de *Salmonella spp.*, avec une prévalence de 48,5%. En plus, la litière, les fèces et l'environnement interne du poulailler sont les trois autres principaux facteurs de contribution avec une prévalence de 25,4, 16,3 et 7,9%, respectivement. Ainsi, l'environnement externe du poulailler (4,7%), les aliments (4,8%), les poussins (4,7%) et l'eau de l'abreuvoir ont également contribué à la positivité de *Salmonella spp.*(86).

Selon une étude sur la diversité des sérotypes et facteurs de risque au niveau d'abattoir liés à la contamination par *Salmonella* des carcasses de volailles à Alger, la probabilité de contamination diminue lorsque moins de 6 volailles sont échaudées en même temps (3), ce type d'échaudage est plus répandue dans les petits abattoirs, ce qui n'est pas le cas de notre étude.

➤ Sérotypes dominants

Une diversité de sérotypes a été observée dans cette étude, dont 2 sérotypes différents ont été identifiés :

- *S. Enteritidis* avec un pourcentage de 47.06% (8 carcasses), c'est le sérotype le plus répandu sur les carcasses de poulet.
- *S. Kentucky* avec un pourcentage de 35,26% (6 carcasses).

A travers le monde, *S. Enteritidis* est communément associée à la volaille, elle s'est avérée élevée, en particulier dans les poulets de chair (87). La colonisation majeure de

S. Enteritidis aux niveaux des ovaires ainsi que les oviductes des poulets pondeuses leurs permettent la transmission verticale aux œufs (88), ce qui explique leurs prévalences élevées dans notre étude.

Néanmoins, une étude menée par (Mezali et al., 2019) à montrer une prédominance de *S. Kentucky* (47,6%) chez le poulet et chez la dinde (31,8%) (3). De même, *Kentucky* est le sérotype le plus isolé dans les élevages commerciaux de poulets de chair au Nigeria (89) ainsi que dans les carcasses de poulet de chair aux États-Unis (83).

En présence de salmonellose à *S. Enteritidis*, sur demande de l'éleveur et sous contrôle officiel, les produits issus de cet abattage ne pourront être livrés à la consommation humaine que s'ils ont subi un traitement thermique à une température de 65°C pendant 10 mn au minimum et que les résultats d'analyses a posteriori en matière de salmonelloses soient négatifs conformément aux dispositions de l'arrêté interministériel du 14 Safar 1415 correspondant au 23 juillet 1994 (85).

➤ **Antibiorésistance**

Dans une étude de profil d'antibiorésistance des isolats de *Salmonella* vis-à-vis les antibiotiques testés, nous avons enregistré :

- Une sensibilité élevée (100%) pour la kanamycine et chloramphénicol.
- Une résistance élevée (100%) pour l'acide nalidixique (quinolones de 1^{ère} génération).

Aucune particularité n'a été observée entre les différentes souches.

Cependant, des études épidémiologiques similaires ont montré une émergence de la résistance des *Salmonella spp.* aux quinolones au Maroc. A l'inverse, l'étude réalisée par (El Allaoui et al., 2017) a révélé une résistance faible à l'acide nalidixique (37,1%) (90). Ainsi, au Ghana, une résistance importante aussi bien à l'acide nalidixique (89,5%) qu'à la ciprofloxacine (64,9%) a été trouvée (35).

- L'association triméthoprime-sulfaméthoxazole s'est avérée active sur la majorité des souches de *Salmonella spp.* et la fréquence de résistance a été de 5.88%.

Des résultats très proches ont été constatés dans l'étude menée par (El Allaoui et al., 2017) qui ont montré des taux de résistance élevés à l'association triméthoprim-sulfaméthoxazole (24,2 %) à la gentamicine (21 %) et à l'opposer à la kanamycine (17,7 %) (90).

A l'opposé de l'étude menée par (Zhu et al., 2017) qui a montré que les sérotypes prédominants *S. Typhimurium* (15,34%) et *S. Enteritidis* (69,84%) ont un taux de résistance élevé à l'association triméthoprim-sulfaméthoxazole (48,1%) (91).

Selon le rapport de surveillance de la résistance des bactéries aux antibiotiques mené par l'Institut Pasteur d'Algérie en 2019, une résistance moins élevée (86,51%) à l'acide nalidixique a été rapportée, contrairement à nos résultats, avec une résistance faible au chloramphénicol (17,64%) et à l'association triméthoprim-sulfaméthoxazole (18,18%) (84).

Selon l'étude menée par (Benyoucef et al., 2018) sur l'évolution de l'antibiorésistance des *Salmonella spp.* dans la filière avicole dans quelque wilaya de l'ouest Algérien, les *Enterobacteriaceae* ont une capacité évidente d'acquérir et d'échanger des gènes porteurs de facteurs de résistance et la flore intestinale fournit une extraordinaire opportunité pour la circulation des informations génétiques entre bactéries (92). L'emploi exclusif, abusif et intensif d'un antibiotique non prescrit par un Vétérinaire sélectionne des souches résistantes envers ce dernier, ce qui conduit à l'évolution et l'augmentation de profile de résistance des salmonelloses aviaires. Ce qui devrait permettre de promouvoir un recours raisonné de leurs utilisations, ainsi surveiller l'évolution de la résistance de façon coordonnée chez l'homme et l'animal.

En revanche, la sensibilité des souches de *Salmonella spp.* a certains antibiotiques pourrait s'expliquer par la diminution d'utilisation des antibiotiques comme additif alimentaire dans l'aliment ou l'eau de boisson par certains éleveurs sous l'influence des campagnes de sensibilisation élaborées par les vétérinaires en collaboration avec les autorités agricole ou les vétérinaires privés.

Conclusion

Les salmonelloses sont toujours un problème d'actualité, classées parmi les premières causes connues de toxi-infections alimentaires collectives (TIAC). Ces bactéries sont très largement implantées dans les élevages de volailles et constituent un réel problème de santé publique.

La présente étude a permis de montrer que la viande de poulet est une source importante des souches de *Salmonelle spp.* avec une prévalence élevée sur les carcasses de poulets. Plusieurs facteurs favorisant la contamination, avec une prédominance de la contamination au niveau des abattoirs par la cuve d'échaudage.

Une antibiorésistance élevée a été notée pour l'acide nalidixique et une résistance faible pour l'association triméthoprim-sulfaméthoxazole avec une sensibilité pour la kanamycine et le chloramphénicol. Aucune particularité n'a été observée entre les différentes souches.

Devant ces résultats, il est important que la sécurité sanitaire des aliments d'origine animale devienne une préoccupation primordiale pour les autorités publiques malgré les efforts consentis. En mettant en place des programmes de surveillance pour contrôler la prévalence de *Salmonella*, les sérotypes prédominants et son profil antibiorésistance sur les carcasses de poulet.

Le respect des normes de biosécurité et les bonnes pratiques d'élevage lors de la production peuvent contribuer considérablement à la réduction de la contamination des élevages par les *Salmonella spp.* multi-résistantes en Algérie.

Les professionnels vétérinaires doivent faire preuve de plus de vigilance en ce qui concerne l'emploi des antibiotiques, et plus de présence sur le terrain pour mieux contrôler et surveiller la circulation et l'administration des anti-infectieux.

Références bibliographiques

1. Anonyme. Infections à Salmonella(non typhiques). [En ligne]: Organisation Mondiale de la Santé; 20 février 2018. Disponible sur: [https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/salmonella-\(non-typhoidal\)](https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/salmonella-(non-typhoidal))
2. Anonyme, 2003. Council Directive 2003/99/EC of the European Parliament and of the Council of 17 November 2003 on the monitoring of zoonoses and zoonotic agents, amending Council Decision 90/424/EEC and repealing Council Directive 92/117/EEC. Official Journal of the European Union L 325: 31-40. 2003.
3. Mezali L, Mebkout F, Nouichi S, Boudjellaba S, Hamdi TM. Serotype diversity and slaughterhouse-level risk factors related to Salmonella contamination on poultry carcasses in Algiers. *Journal of infection in developing countries*; 13(5). Disponible sur: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/32053507/>
4. Turki MD, Young MK, Steve R, Zhaohao S. Overview of Salmonellosis and Food-borne Salmonella. January 2017.
5. Boubendir S. Étude de la contamination des carcasses de poulets de chair par Salmonella aux différentes étapes du procédé d'abattage et dans l'environnement de deux abattoirs au Québec[Mémoire].Montreal (Canada): Université de Montréal;2019.127 p. Disponible sur: https://papyrus.bib.umontreal.ca/xmlui/bitstream/handle/1866/22610/Boubendir_Selmane_2019_Memoire.pdf?sequence=2&isAllowed=y
6. Brown JH. Theobald Smith 1859-19341. *J Bacteriol.* juill 1935;30(1):1-3.
7. Borner G. Le Poulet Sans Salmonelles Mythe Ou Réalité. *Revue médecine vétérinaire.*2000.,12:1083-1094.
8. Grimont PAD, Grimont F, Bouvet P. Taxonomy of the genus Salmonella. *janv* 2000;1-17.
9. Scaria J, Palaniappan RUM, Chiu D, Phan JA, Ponnala L, McDonough P, et al. Microarray for molecular typing of Salmonella enterica serovars. *Mol Cell Probes.* août 2008;22(4):238-43.
10. Brenner FW, Villar RG, Angulo FJ, Tauxe R, Swaminathan B. Salmonella Nomenclature. *J Clin Microbiol.* juill 2000;38(7):2465-7.
11. Issenhuth-Jeanjean S, Roggentin P, Mikoleit M, Guibourdenche M, de Pinna E, Nair S, et al. Supplement 2008–2010 (no. 48) to the White–Kauffmann–Le Minor scheme. *Research in Microbiology.* sept 2014;165(7):526-30.
12. Popoff M.Y,Le Minor L. Antigenic formulas of the Salmonella serovars, 7th revision. WHO Collaborating Centre for Reference and Research on Salmonella. Institut Pasteur, Paris,1997. Disponible sur: https://www.pasteur.fr/sites/default/files/veng_0.pdf

13. D'Aoust JY. Salmonella and the international food trade. *Int J Food Microbiol.* déc 1994;24(1-2):11-31.
14. Berends BR, Urlings HA, Snijders JM, Van Knapen F. Identification and quantification of risk factors in animal management and transport regarding Salmonella spp. in pigs. *Int J Food Microbiol.* juin 1996;30(1-2):37-53.
15. Wray C, Wray A, éditeurs. *Salmonella in domestic animals.* Wallingford, Oxon, UK ; New York, NY, USA: CABI Pub; 2000. 463 p.
16. Haeghebaert S, Sulem P, Deroudille L, Vanneroy-Adenot E, Bagnis O, Bouvet P, et al. Two outbreaks of Salmonella enteritidis phage type 8 linked to the consumption of Cantal cheese made with raw milk, France, 2001. *Euro Surveill.* juill 2003;8(7):151-6.
17. Oliver SP, Jayarao BM, Almeida RA. Foodborne pathogens in milk and the dairy farm environment: food safety and public health implications. *Foodborne Pathog Dis.* 2005;2(2):115-29.
18. Kirk M, McKay I, Hall G, Dalton C, Stafford R, Unicomb L, et al. Food Safety: Foodborne Disease in Australia: The OzFoodNet Experience. *Clinical infectious diseases : an official publication of the Infectious Diseases Society of America.* 1 sept 2008;47:392-400.
19. Kabbab N, Benamara L F. Identification des Salmonella dans la filière chair de la région du centre [Mémoire].Blida(Alger):Institut des Sciences Vétérinaires,Université Blida 1;2017.67p. Disponible sur: <https://di.univ-blida.dz/jspui/bitstream/123456789/895/1/1737THV-1.pdf>
20. Letellier A, Messier S, Paré J, Ménard J, Quessy S. Distribution of Salmonella in swine herds in Québec. *Veterinary Microbiology.* 1 juill 1999;67(4):299-306.
21. Jawetz E, Melnick JL, Adelberg EA. *Microbiologie médicale.* Presses Université Laval; 1973. 644 p.
22. Karpe YA, Kanade GD, Pingale KD, Arankalle VA, Banerjee K. Genomic characterization of Salmonella bacteriophages isolated from India. *Virus Genes.* févr 2016;52(1):117-26.
23. Andino A, Hanning I. Salmonella enterica: survival, colonization, and virulence differences among serovars. *ScientificWorldJournal.* 2015;2015:520179.
24. Ranriamalala LNJJ. Recherche et identification de salmonella isolée dans les oeufs vendus dans la ville d'antananarivo.[Mémoire de recherche]. Antananarivo (Madagascar): Université antananarivo;2018.73p. [Internet]. Disponible sur: http://biblio.univ-antananarivo.mg/pdfs/RandriamalalaLeroyNJJ_SN_MAST_2018.pdf
25. Korsak N, Clinquart A, Daube G. « Salmonella spp. dans les denrées alimentaires d'origine animale : un réel problème de santé publique ? » *Les annales de médecine vétérinaire.*2004;148(4): 174-193. Disponible sur: http://www.facmv.ulg.ac.be/amv/articles/2004_148_4_03.pdf

26. Dumas J. Tribu des Salmonella, In: Bactériologie Médicale. Flammarion et Cie .1958; pp : 399-433. 1958.
27. Gledel J, Corbion BEA. Le genre Salmone CN NNNNlla dans le contrôle Microbiologique. 2ème édition. 1991. 480 p.
28. Humbert, F, Saura,F, Federighi, M, Jouve, J. Les salmonelles, In: Manuel de bactériologie alimentaire. 1998.
29. Leucoanat J. Salmonellose aviaire, Ecole vétérinaire de Nants,B.P.527,44026. Nants cedex(France); 1992. 527-235 p.
30. Santos A, Vieira-Pinto M, Lourenço M. The first notification of Salmonella Budapest in Portuguese meat products: a case report. In 2013. p. 165-7.
31. Noël H, Pihier N, Weill FX, Danan C, Bone A, Raguenaud ME, et al. Épidémie nationale d'infections à Salmonella enterica subspecies enterica sérotype 4,12: i:- liée à la consommation de saucisson sec. 1 déc 2010;
32. Federighi M. Bactériologie alimentaire. Compendium d'hygiène des aliments. 2e éd. Vol. 2. 2005.
33. Villate D. Maladies des volailles. 3eme édition. Paris: France agricole; 2011. 591 p.
34. Salem M, Odor EM, Pope C. Pullorum Disease in Delaware Roasters. Avian Diseases. 1992;36(4):1076-80.
35. Andoh LA, Dalsgaard A, Obiri-Danso K, Newman MJ, Barco L, Olsen JE. Prevalence and antimicrobial resistance of Salmonella serovars isolated from poultry in Ghana. Epidemiol Infect. nov 2016;144(15):3288-99.
36. The Community Summary Report on Trends and Sources of Zoonoses, Zoonotic Agents, Antimicrobial resistance and Foodborne outbreaks in the European Union in 2006 | EFSA. 2007.
37. Telzak EE, Budnick LD, Greenberg MS, Blum S, Shayegani M, Benson CE, et al. A nosocomial outbreak of Salmonella enteritidis infection due to the consumption of raw eggs. N Engl J Med. 9 août 1990;323(6):394-7.
38. Henzler DJ, Ebel E, Sanders J, Kradel D, Mason J. Salmonella enteritidis in Eggs from Commercial Chicken Layer Flocks Implicated in Human Outbreaks. Avian Diseases. 1994;38(1):37-43.
39. Plummer R, Blissett S, Dodd C. Salmonella Contamination of Retail Chicken Products Sold in the UK. Journal of Food Protection®. 1 août 1995;58:843-6.
40. Gradel KO, Rattenborg E. A questionnaire-based, retrospective field study of persistence of Salmonella Enteritidis and Salmonella Typhimurium in Danish broiler houses. Prev Vet Med. 15 janv 2003;56(4):267-84.
41. Acha PN, Szyfres B. Zoonoses et maladies transmissibles communes à l'homme et aux animaux. OIE; 1989. 1063 p.

42. Van Immerseel F, De Buck J, Boyen F, Pasmans F, Bertrand, S; Collard, J M et al. 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. 2005. Ann. Méd. Vêt 149, 34-48 p. Disponible sur: http://www.facmv.ulg.ac.be/amv/articles/2005_149_1_04.pdf
43. Villate D. Maladies des volailles. 2eme édition. Paris: France agricole; 2001. 400 p.
44. Ammar A, Alloui N, Kassah-Laouar, Bennoune O. Détection de Salmonelles mineurs au niveau des couvoirs du secteur étatique et privé de la Wilaya de Batna. In 2009.
45. Blackburn C de W, McClure PJ, éditeurs. Foodborne pathogens: hazards, risk analysis, and control. Boca Raton, FL : Cambridge, England: CRC Press ; Woodhead; 2002. 521 p. (Woodhead Publishing in food science and technology).
46. Skov MN, Spencer AG, Hald B, Petersen L, Nauerby B, Carstensen B, et al. The role of litter beetles as potential reservoir for Salmonella enterica and thermophilic Campylobacter spp. between broiler flocks. Avian Dis. 2004;48(1):9-18.
47. Cox NA, Bailey JS, Mauldin JM, Blankenship LC, Wilson JL. Research Note: Extent of Salmonellae Contamination in Breeder Hatcheries. Poultry Science. févr 1991;70(2):416-8.
48. Heyndrickx M, Vandekerchove D, Herman L, Rollier I, Grijspeerdt K, De Zutter L. Routes for salmonella contamination of poultry meat: epidemiological study from hatchery to slaughterhouse. Epidemiol Infect. oct 2002;129(2):253-65.
49. Darwin KH, Miller VL. Molecular Basis of the Interaction of Salmonella with the Intestinal Mucosa. Clin Microbiol Rev. juill 1999;12(3):405-28.
50. Desmidt M, Ducatelle R, Haesebrouck F. Research notes: Immunohistochemical observations in the ceca of chickens infected with Salmonella enteritidis phage type four. Poultry Science. 1 janv 1998;77(1):73-4.
51. Giansanti F, Giardi MF, Botti D. Avian cytokines--an overview. Curr Pharm Des. 2006;12(24):3083-99.
52. Van Immerseel F, De Buck J, Pasmans F, Bohez L, Boyen F, Haesebrouck F, et al. Intermittent long-term shedding and induction of carrier birds after infection of chickens early posthatch with a low or high dose of Salmonella enteritidis. Poult Sci. nov 2004;83(11):1911-6.
53. Prescott JF. Salmonella enterica serovar enteritidis in humans and animals: Epidemiology, pathogenesis, and control. Can Vet J. oct 1999;40(10):736.
54. Jesenberger V, Procyk KJ, Yuan J, Reipert S, Baccharini M. Salmonella-Induced Caspase-2 Activation in Macrophages. J Exp Med. 2 oct 2000;192(7):1035-46.
55. Van der Velden AW, Lindgren SW, Worley MJ, Heffron F. Salmonella pathogenicity island 1-independent induction of apoptosis in infected macrophages by Salmonella enterica serotype typhimurium. Infect Immun. oct 2000;68(10):5702-9.

56. Combari AHB. Evaluation du niveau de contamination des élevages de poulet de chair de la zone péri-urbaine de Dakar par les salmonelles résistantes aux antibiotiques. Université Cheikh Anta Diop de Dakar; 2014.
57. Hattenberger MAM. Maladies réputées contagieuses et maladies à déclaration obligatoire des oiseaux, Polycopié des Unités de maladies contagieuses des Ecoles vétérinaires françaises, Merial (Lyon). 2004;
58. Bonjean-Tremolet B. Contribution à l'étude de *Salmonella arizonae* [Thèse de doctorat : Médecine]. Lyon : Université de Lyon ;1978.101p. [Internet]. Disponible sur: http://biblio.univ-antananarivo.mg/pdfs/RandriamalalaLeroyNJJ_SN_MAST_2018.pdf
59. Van de Giessen AW, Bouwknegt M, Dam-Deisz WDC, van Pelt W, Wannet WJB, Visser G. Surveillance of *Salmonella* spp. and *Campylobacter* spp. in poultry production flocks in The Netherlands. *Epidemiol Infect.* déc 2006;134(6):1266-75.
60. Golden NJ, Marks HH, Coleman ME, Schroeder CM, Bauer NE, Schlosser WD. Review of induced molting by feed removal and contamination of eggs with *Salmonella enterica* serovar Enteritidis. *Vet Microbiol.* 15 oct 2008;131(3-4):215-28.
61. Bier MDM Jeffrey W, éditeur. International Handbook of Foodborne Pathogens. Boca Raton: CRC Press; 2003. 688 p.
62. Rhen M ,Taira S, Koski P,HurmeR,Rikonen P, Makela PH. Virulence factors of *Salmonella*. In:*Salmonella and Salmonellosis*.1992.Saint Brieuc,Guivarch,103-112. Disponible sur: <http://archives.umc.edu.dz/bitstream/handle/123456789/1572/ELG5288.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
63. Murray CJ. *Salmonellae* in the environment. *Rev Sci Tech.* sept 1991;10(3):765-85.
64. Mastroeni P, Villarreal-Ramos B, Hormaeche CE. Adoptive transfer of immunity to oral challenge with virulent salmonellae in innately susceptible BALB/c mice requires both immune serum and T cells. *Infect Immun.* sept 1993;61(9):3981-4.
65. Wray C, Wray A, éditeurs. *Salmonella* in domestic animals. Wallingford, Oxon, UK ; New York, NY, USA: CABI Pub; 2000. 463 p.
66. Weill FX. *Salmonella*: épidémiologie, typage et résistance aux antibiotiques. *Revue Francophone des Laboratoires.* 31 déc 2008;2008:37-47.
67. Mermin JH, Villar R, Carpenter J, Roberts L, Samaridden A, Gasanova L, et al. A massive epidemic of multidrug-resistant typhoid fever in Tajikistan associated with consumption of municipal water. *J Infect Dis.* juin 1999;179(6):1416-22.
68. Jones TF, Ingram LA, Cieslak PR, Vugia DJ, Tobin-D'Angelo M, Hurd S, et al. *Salmonellosis* outcomes differ substantially by serotype. *J Infect Dis.* 1 juill 2008;198(1):109-14.
69. Nacer S, Ftouhy FE, Nassik S, Lkhider M. *Salmonella* spp: Entre l'aspect zoonotique et l'antibiorésistance, quel enjeu pour le secteur de l'aviculture la filière

avicole ? Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires. Disponible sur: https://www.agrimaroc.org/index.php/Actes_IAVH2/article/view/1004

70. Cézard JP, Chouraqui JP, Girardet JP, Gottrand F. [Drug treatment of acute infectious diarrhea in infants and children]. Arch Pediatr. juin 2002;9(6):620-8.

71. Anonyme. Université Pierre et Marie Curie. Bactériologie. Niveau DCEM Service de Bactériologie. 2002.

72. Anonyme . Historique : Institut Pasteur d'Algérie [Internet]. Disponible sur: <https://pasteur.dz/fr/presentation/historique#>

73. Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie recommandations vétérinaires 2020 [Internet]. [cité 10 juin 2023]. Disponible sur: https://www.sfm-microbiologie.org/wp-content/uploads/2020/09/CASFM_VET2020.pdf

74. Elgroud R, Zerdoumi F, Benazzouz M, Bouzitouna-Bentchouala C, Granier SA, Frémy S, et al. Characteristics of Salmonella contamination of broilers and slaughterhouses in the region of Constantine (Algeria). Zoonoses Public Health. mars 2009;56(2):84-93.

75. Guergueb N, Alloui N, Ammar A, Bennoune O. Effect of slaughterhouse hygienic practices on the bacterial contamination of chicken meat. Scientific Journal of Veterinary Advances. 15 juill 2014;3:71-6.

76. Elshebrawy HA, Abdel-Naeem HHS, Mahros MA, Elsayed H, Imre K, Herman V, et al. Multidrug-resistant Salmonella enterica serovars isolated from frozen chicken carcasses. LWT. 15 juill 2022;164:113647.

77. Elkenany R, Elsayed MM, Zakaria AI, El-sayed SAES, Rizk MA. Antimicrobial resistance profiles and virulence genotyping of Salmonella enterica serovars recovered from broiler chickens and chicken carcasses in Egypt. BMC Vet Res. 27 avr 2019;15:124.

78. Cardinale E, Tall F, Cissé M, Guèye EF, Salvat G, Mead G. Risk factors associated with Salmonella enterica subsp. enterica contamination of chicken carcasses in Senegal. Br Poult Sci. avr 2005;46(2):204-10.

79. Fuzihara TO, Fernandes SA, Franco BD. Prevalence and dissemination of Salmonella serotypes along the slaughtering process in Brazilian small poultry slaughterhouses. J Food Prot. déc 2000;63(12):1749-53.

80. Sakaridis I, Soultos N, Iossifidou E, Koidis P, Ambrosiadis I. Prevalence and Antimicrobial Resistance of Salmonella Serovars from Chicken Carcasses in Northern Greece. Journal of Food Safety. 2011;31(2):203-10.

81. Goksoy EO, Kirkan S, Kok F. Microbiological quality of broiler carcasses during processing in two slaughterhouses in Turkey. Poultry Science. 1 août 2004;83(8):1427-32.

82. Carraturo F, Gargiulo G, Giorgio A, Aliberti F, Guida M. Prevalence, Distribution, and Diversity of Salmonella spp. in Meat Samples Collected from Italian Slaughterhouses. *J Food Sci.* oct 2016;81(10):M2545-51.
83. Parveen S, Taabodi M, Schwarz JG, Oscar TP, Harter-Dennis J, White DG. Prevalence and antimicrobial resistance of Salmonella recovered from processed poultry. *J Food Prot.* nov 2007;70(11):2466-72.
84. Surveillance de la résistance des bactéries aux antibiotiques 2019. Disponible sur: <https://aarn.pasteur.dz/images/pdf/rapport/Rapport2019.pdf>
85. Journal officiel de la République algérienne n° 36. Arrêté interministériel du 17 Dhou El Kaada 1423 correspondant au 20 janvier 2003 définissant les mesures de prévention et de lutte spécifiques à la salmonellose aviaire Salmonella Enteritidis, Typhimurium, Typhi, arizona, Dublin, Paratyphi et Pullorum Gallinarum. [Internet]. [cité 4 juin 2023]. Disponible sur: <https://www.joradp.dz/JO2000/2003/036/FP16.pdf>
86. Wang J, Vaddu S, Bhumanapalli S, Mishra A, Applegate T, Singh M, et al. A systematic review and meta-analysis of the sources of Salmonella in poultry production (pre-harvest) and their relative contributions to the microbial risk of poultry meat. *Poultry Science.* 1 mai 2023;102(5):102566.
87. Hue O, Le Bouquin S, Lalande F, Allain V, Rouxel S, Quesne S. Prevalence of Salmonella spp. on broiler chicken carcasses and risk factors at the slaughterhouse in France in 2008. Quesne S. 2011; *Food Control* 22: 11581164.
88. Butaye P, Michael GB, Schwarz S, Barrett TJ, Brisabois A, White DG. The clonal spread of multidrug-resistant non-typhi Salmonella serotypes. *Microbes Infect.* juin 2006;8(7):1891-7.
89. Fagbamila IO, Barco L, Mancin M, Kwaga J, Ngulukun SS, Zavagnin P, et al. Salmonella serovars and their distribution in Nigerian commercial chicken layer farms. *PLoS One.* 2017;12(3):e0173097.
90. El Allaoui A, Rhazi Filali F, Najia A, Bouchrif B. Contamination des élevages de dinde de chair par Salmonella spp. au Maroc : prévalence, antibiorésistances et facteurs de risque associés: -EN- Contamination of broiler turkey farms by Salmonella spp. in Morocco: prevalence, antimicrobial resistance and associated risk factors -FR- -ES- Contaminación de granjas marroquíes de pavos asaderos por Salmonella spp.: prevalencia, resistencia a los antibióticos y factores de riesgo conexos. *Revue Scientifique et Technique de l'OIE.* 1 déc 2017;36:935-46.
91. Zhu Y, L H, Zou L, Yin S, Wang S, Han X, et al. Antimicrobial resistance and resistance genes in Salmonella strains isolated from broiler chickens along the slaughtering process in China. *International journal of food microbiology* [Internet]. 16 oct 2017;259. Disponible sur: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/28800411/>
92. Benyoucef L. Etude de l'évolution de l'antibiorésistance des salmonelles dans la filière avicole dans quelques wilayas de l'ouest Algérie [Mémoire]. [Faculté des Sciences

de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et de l'Univers]: Université Tlemcen;
2018.

Annexe A

MILIEUX ET REACTIFS

1. Milieux :

Eau Péptonée Tamponnée :

L'eau peptonée tamponnée est un diluant couramment utilisé pour les préparations des échantillons de produits alimentaires. Il est recommandée pour le pré-enrichissement et pour la récupération de *Salmonella* dans les aliments avant enrichissement sélectif et isolement.

Composition Type (g/L) :

Peptone.....	10
Chlorure de sodium (NaCl).....	5
Phosphate disodique (Na ₂ HPO ₄)	3,5
Phosphate monopotassique (KH ₂ PO ₄)	1,5
Eau distillée	1

Présentation : Eau peptonée tamponnée en tube de 10 ml

Bouillon Sélénite-Cystine :

Un milieu d'enrichissement pour la recherche de *Salmonella spp.* dans les selles, l'eau ou les produits alimentaires. Il est recommandé pour la recherche et l'enrichissement sélectif de *Salmonella spp.* et particulièrement : *Salmonella pullarum galinarum* dans les produits alimentaires.

Composition Type (g/L) D/C :

-Peptone.....	10
-Tryptophane.....	10
-Mannitol.....	8

-Phosphate Disodique.....8

-L-cystine _

Présentation : Bouillon en flacon de 100mL ou tube de 10mL.

Additifs Sélénite Acide de Sodium pour SFB :

Le sélénite acide de sodium est un additif du milieu SFB.

Charge du disque : chaque disque contient 40 mg de sélénite acide de sodium.

Pour SFB à double concentration (D/C) en ajoute deux disques.

Milieu Hektoen :

La gélose Hektoen est un milieu sélectif permettant l'isolement et la différenciation des Entérobactéries pathogènes à partir des prélèvements les plus divers.

Il évite l'envahissement par les *Proteus*.

Composition Type (g/L) D/C :

Peptone pepsique de viande.15g

Extrait de viande3g

Extrait de levure.....3g

Lactose.....12g

Salicine2g

Saccharose.....12g

Chlorure de sodium.....5g

Sels biliaries.....4g

Bleu de Bromothymol0,064g

Fuchsine acide.....0,1g

Agar.....18g

pH =7,4 (+/- 0.2)

Présentation : Hektoen base flacon de 225ml.

Additive: additive Hektoen 5ml.

Gélose TSI (Triple Sugar Iron):

Milieu d'identification rapide pour les Entérobactéries. Il permet de mettre en évidence la fermentation du lactose, de glucose (avec ou sans dégradation gazeux), du saccharose et la production d'hydrogène sulfuré.

Composition Type (g/L) :

Peptone de viande.....	15g
Proteose peptone.....	5g
Extrait de levure	3g
Extrait de viande	3g
Glucose	1g
Lactose.....	10g
Saccharose.....	10g
Chlorure de sodium.....	5g
Citrate de Fer ammoniacal.....	0,3g
Sodium Thiosulfate.....	0,3g
Rouge de phénol.....	0,05g
Agar.....	18g

pH :7,4(+/- 0,1)

Présentation : Gélose dans un tube à vis de 7mL.

Gélose Nutritive inclinée (GN) :

Un milieu d'isolement non sélectif. Utilisée pour contrôler la pureté d'une souche bactérienne (pur s'il y a un type de colonie sur la gélose) ou de purifier la souche bactérienne si elle est contaminée.

Composition Type (g/L) :

Extrait de viande..... 1

Extrait de levure 2,5

Peptone5

Chlorure de sodium ...5

Agar-agar15

pH = 7,0

Présentation : Gélose en tube à vis de 7ml ou flacon de 225ml

Milieu Urée Indole :

Permet la recherche de l'uréase, la production d'indole et la tryptophane désaminase (TDA).

Indiqué pour identification des *Salmonella* spp., *Shigella* et *Yersinia enterocolitica* dans les selles.

Composition Type (g/L) :

Tryptophane3

Phosphore dipotassique.....1

Phosphate monopotassique...1

Chlorure de sodium.....5

Urée.....20

Rouge de phénol.....2,5

pH : 8,1

Présentation : Bouillon en ampoules de 5ml.

Milieu Témoin Moeller :

Extrait de levure..... 3 g
Glucose1g
Bromcrésol pourpre.....0,16 mg
Ethanol.....1 ml
Chlorure de sodium.....5 g
L-arginine(monochlorhydrate).....5 g
L-ornithine (monochlorhydrate)
L-lysine(monochmorhydrate)

Milieu LDC :

Extrait de levure..... 3 g
Glucose.....5 g
Bromcrésol pourpre.... 0,16 mg
Ethanol..... 1 ml
Chlorure de sodium..... 5 g

pH : 6,8

Galerie API 20E (Galeries API Biomérieux) :

Le système API Biomérieux (Appareillage et Procédé d'Identification) est une version miniaturisée et standardisée des techniques biochimiques conventionnelles pour l'identification des bactéries.

Elle permet l'identification d'une centaine de bacilles à Gram négatif dont les *Salmonella* spp. Elle comprend **20** tests biochimiques.

Milieu de Sven-Gard :

Sven _Gard est une gélose molle, utilise pour le sérotypage des *Salmonella* pour la mise en évidence des *Salmonella* diphasiques.

Composition Type (g/L) :

Glucose3,5

Extrait de levure1,2

Extrait de viande7

Peptone.....3

Tryptone2,7

Présentation : Tube de 5ml

Milieu au cœur-cerveau :

Bouillon cœur-cerveau adapté à la croissance des micro-organismes quel que soit leur mode de respiration. Agar permet de rechercher les germes pathogènes exigeants.

Composition Type (g/L) :

Cœur-cerveau infusion37

Agar (manque dans le bouillon) ...18

Présentation : Tube à vis de 10ml

Milieu Mueller Hinton :

Milieu sélectif pour l'étude de la sensibilité ou la résistance des germes pathogènes envers les antibiotiques et les sulfamides.

Il constitue également un excellent milieu de base pour la fabrication de gélose au sang.

Composition Type (g/L) :

Extrait de viande.....3
Hydrolysate acide de caséine...17,5
Amidon1,5
Agar 16
pH :7,3

Présentation : Mueller Hinton base flacon de 225ml.

Milieu de conservation :

Milieu principale destiné à la conservation des souches bactériennes.

Composition Type (g/L) :

Extrait de viande.....3
Proteose peptone10
Chlorure de sodium...0,8
Agar10

Présentation : Gélose en tube de 3ml.

2. Réactifs :

- Les réactifs : VPI, VPII, KOVACS, NaOH et TDA.
- Les colorants (Violet de gentiane, Lugol, Fuchsine), Alcool.
- Huile à immersion
- Huile de vaseline
- L'eau physiologique stérile
- L'eau distillé stérile
- Sérums agglutinations polyvalent et monovalents (OMA, OMB, polyvalent H...)

- Disques antibiotiques

Autres matériels :

Ce sont l'équipement classique d'un laboratoire de microbiologie alimentaire :

- Ecouillons
- Glaciaire
- Bec benzène
- Pipettes de pasteur stériles
- Pipettes graduées stériles
- Boîtes de Pétri stériles
- Étuve à 35 +/-2 °C
- Gants
- Microscope optique
- Portoirs, pinces et des lames microscopiques
- Vortex
- Éprouvette graduée

Annexe B

FICHE DE SUIVI

- Race, sexe, âge, poids vif
- Type d'élevage (filaire chair, filaire ponte)
- Méthode d'élevage (en batterie ou en sols)
- Taille d'élevage
- Type d'aliment
- Traitement préalable
- Etat d'immunité
- Méthode et produits de désinfections
- Examen générale et les Signes cliniques apparus
- Méthode d'abattage (manuelle ou électrique)

Annexe C

METHODE DE DIAGNOSTIC

1. Identification microscopique

La coloration de gramme est une coloration complexe qui est obligatoire pour une première étape d'identification des microorganismes. Les diverses étapes de la coloration de Gram peuvent être résumées de la façon suivante :

a. préparation de frottis

- Déposer une goutte d'eau physiologique sur lame propre, prélever une colonie bactérienne isolée d'une boîte de pétri à l'aide d'une pipette pasteur stérile et l'étaler sur la lame. La lame est ensuite fixée par une présentation rapide au-dessus de la flamme du bec Bunsen ou la sécher au niveau d'une étuve.

b. la coloration :

-Versée quelques gouttes de violet de gentiane sont sur la lame et laissées pendant 60 secondes. La lame est ensuite lavée à l'eau courante.

-Versée quelque goutte de Lugol sur la lame pour réagir pendant 60 secondes. La lame est du nouveau lavé à l'eau courante.

-Recouvrir la lame avec d'éthanol (alcool) pendant 10 secondes puis lavée à l'eau courante.

-Recolorer la lame avec la fuchsine pendant 60 secondes puis lavée à l'eau courante.

- Sécher la lame l'aide de papier joseph.

-Recouvrir la lame avec d'huile à immersion et l'observer au microscope optique à l'objectif X100.

2. Identification biochimique

Galerie biochimique miniaturisés « Api 20E » :

a. Préparation de la galerie : Réunir fond et couvercle d'une boîte d'incubation et répartir environ 5 ml d'eau distillée ou déminéralisée dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide, déposer stérilement la galerie dans la boîte d'incubation.

b. Préparation de l'inoculum : prélever une seule colonie bien isolée sur le milieu gélosé, en utilisant des cultures jeunes de 18-24 h à l'aide d'une pipette Pasteur et réaliser une suspension bactérienne dans 5ml de l'eau physiologique en homogénéisant soigneusement les bactéries dans le milieu.

c. Inoculation de la galerie : Introduire la suspension bactérienne dans les tubes de la galerie à l'aide de la même pipette.

- Pour les tests CIT, VP et GEL, remplir tubule et cupule.

-Pour les autres tests, remplir uniquement les tubules.

-Pour les tests ADH, LDC, ODC, H₂S et URE, créer une anaérobiose en remplissant les cupules d'huile de paraffine.

Refermer la boîte d'incubation et Incuber à 35-37°C pendant 18 à 24 heures.

d. Lecture de la galerie : Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire après addition des réactifs suivants :

-Une goutte de réactif TDA au test TDA (lecture immédiate).

-Une goutte de réactif kovack's au test IND (lecture immédiate).

-Une goutte de réactif VP1 et VP2(lecteur après 10 min)

3. Identification antigénique

a. Test d'agglutination sur lame :

- Tester la souche avec l'eau physiologique :

- S'il y a agglutination, la souche est dite auto-agglutinable. Il faut réaliser un nouvel isolement et recommencer le sérotypage.
- S'il n'y a pas agglutination, dans ce cas on peut poursuivre le sérotypage.
- Déposer une goutte d'antisérum anti *Salmonella* sur une plaque de verre propre.
- Emulsionner, à l'aide d'une anse de platine stérile un peu de culture bactérienne âgée de 18-24h prélevée sur TSI ou GN inclinée de façon à obtenir un trouble homogène dans la goutte du sérum.
- Agiter la lame par mouvements lents et circulaires
- Observer l'apparition de l'agglutinats : l'agglutination est granulaire, franche dans le cas des antigènes O et fine pour les antigènes H.
- La formule antigénique qui est composée de l'antigène O et l'antigène H est déterminée selon le schéma de Kauffmann White.

b. Inversion de phase :

Pour un même sérovar de *salmonella* l'antigène H peut exister sous deux formes différentes : phase1 et phase 2 ; il s'agit d'un antigène diphasique.

Si l'une des deux phases est inapparente (minoritairement exprimée) dans la population cellulaire, elle sera révélée après culture des bactéries sur une gélose molle : le milieu de Sven Gard.

Technique

- Déposer deux gouttes du sérum anti-H1 de la phase1 connue au fond d'une boîte de pétri de 60 mm de diamètre.
- Couler 10ml du milieu Sven Gard maintenue en surfusion à 45°C
- Agiter le milieu par rotation délicate pour homogénéiser milieu et sérum
- Après solidification, ensemencer grâce à une öse la culture en spot au centre de la gélose.
- Incuber sans retourner la boîte pendant 18 h à 37°C.
- Les cellules exprimant l'antigène H1 sont immobilisées dans la partie centrale et seules les cellules possédant l'autre antigène (Ag H2) peuvent migrer dans la gélose molle et être recueillie à distance du point d'ensemencement.
- Cette seconde phase est déterminée par agglutination à partir de la périphérie de la zone d'envahissement de la gélose.

En déterminant les facteurs antigéniques O et H, la formule antigénique complète de la Salmonella étudiée, est ainsi obtenue et le nom du sérovar enfin identifié à partir du schéma de Kauffmann-White.

Dans la présente étude nous n'avons pas pu typer toutes les souches par manque de sérums monovalents.

4. Antibiogramme

Tableau 3 : Charge des disques, diamètre critique des antibiotiques.

S : sensible

R : résistant

Famille	Antibiotique	Charge du disque	Diamètre Critique (mm)	
			S	R
Aminoside	Kanamycine	30 µg	≥17	<15
Quinolone	Acide nalidixique	30 µg	≥20	<15
Diaminopyrimidine + Sulfamide	Triméthoprime + Sulfaméthoxazole	1,25/23,75 µg	≥16	<10
Phénicolé	Chloramphénicol	30 µg	≥22	<19

Annexe D

Research and identification of salmonellosis on chicken carcass

Abstract

1. Introduction

Foodborne diseases are worldwide major causes of gastroenteritis in humans. According to the World Health Organization, every year one person in 10 falls ill, and 33 million healthy years of life are lost.

Among these zoonotic food borne pathogens, non-typhoidal *Salmonella* is one of the leading causes of foodborne outbreaks worldwide. This pathology is most serious in children, the elderly and the immunocompromised.

In Algeria, recent studies on Salmonellosis have shown alarming levels of contamination in poultry farms and slaughterhouses. This pathogen can contaminate poultry meat and put public health at risk, especially as this product widely consumed.

The study is divided into two main parts: a literature review on the general features of salmonellosis in poultry and its impact on human health, and an experimental study to determine the rate of contamination of chicken carcasses by *Salmonella spp.* and the factors contributing to this contamination, with a search for the predominant serotypes. Finally, analysis of the antibiotic resistance profile of the various antibiotics tested.

2. Materials and methods

Chicken meat is one of the most important causes of Salmonella foodborne infection in humans, so the aim of our work was to carry out a cross-sectional field survey to estimate the prevalence of *Salmonella spp.* contamination of broiler chicken farms in the Algiers region, the factors contributing to contamination of chicken carcasses at

slaughterhouse level, identify the serotypes encountered and determine the antibioresistance profiles of isolates belonging to the different serotypes.

Our experiment was carried out at the Laboratory of Food Bacteriology, Water and Environment of the Pasteru Institute of Algeria. It took place in two stages:

- **the first from October 12, 2022 to November 03, 2022 to collect samples and identify the bacteria and ;**
- **the second, from March 26, 2023 to April 06, 2023, to study the antibioticresistance profile of isolated strains.**

Our protocol for testing chicken carcasses for Salmonella spp. was inspired by ISO 6579. The study focused on a single abattoir in the Algiers region. A total of 40 samples were collected, taken by a single operator.

Each sample was followed by a follow-up sheet containing: date, type of sample, breed, average weight, origin and clinical signs. Samples are taken in the morning immediately after slaughter. A swab is taken from a whole poultry carcass on either side of the brechet (pectoral muscles) according to the Officiel Journal of the Algerian Republic (July 02, 2017), at the esophagus, cloaca and inside the carcass.

The swab in the first place is soaked with buffered peptone water (BPW), then introduced directly into the tube of Selenite-cystine broth (SFB1) at double concentration after wabbing, the rules of asepsis were well respected between the samples of the different carcasses. Samples were transported in a cool box (+4°C). They were analyzed the same day.

The 1st Enrichment is obtained after incubation of the swab in an SFB D/C tube at 37°C for 24 hours. After incubation, we performed isolation on Hektoene medium from the SFB broth tube (1), followed by incubation for 24 h at 37°C. We use the same technique for SFB (2) to obtain Hektoene medium (2). A 2nd enrichment using 6 drops of SFB broth (1), followed by incubation for 24 h at 37°C to obtain enrichment II.

Gram staining is performed to determine the Gram of the isolated bacteria.

From Hektoene media (1) and (2), after incubation, colonies with black centers and transparent halos (H₂S⁺ (hydrogen sulfide production), LAC⁻ (no lactose degradation), well isolated and suspect of Salmonella spp. are transferred to TSI (Triple Sugar Iron)

and GN inclined (Nutrient Agar). Tubes should not be hermetically sealed, to avoid bursting if gas is produced. Tubes are incubated at 37°C for 24 hours. After subculturing and purification, TSI suspected of being *Salmonella* are subjected to biochemical tests for confirmation by a classic gallery, which includes the urea-Indole test and TDA, followed by confirmation with the Api 20 E gallery, which includes 20 biochemical tests (enzymatic or sugar fermentations).

This stage was carried out using the slide agglutination method. Using polyvalent and monovalent agglutinating sera, we were able to determine the antigenic formula for most *Salmonella spp.* isolates, in order to identify its name from the Kauffmann-White scheme, with six names identified.

For the antibiotic resistance study, antibiotic quality control was carried out using the reference strain of *Escherichia coli* ATCC 25922 and *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, in accordance with veterinary recommendations 2020 CASFM. From which the list of antibiotics used appears. Antibiotic susceptibility tests were performed using the Mueller-Hinton Agar swab method on a 0.5 McFarland bacterial suspension, for 4 antibiotic disks at our disposal: kanamycin, nalidixic acid, trimethoprim + sulfamethoxazole and chloramphenicol.

3. Results and discussion

Salmonella colonies on Hektoene medium appeared black with a transparent halo and a regular, circular edge.

However, after Gram staining, the bacteria appeared pink with a rod shape, confirming that they were gram-negative bacilli.

After subculturing colonies isolated from Hektoene medium on TSI and inclined GN, we obtained TSI characteristic of *Salmonella* with: a red alkaline slope, a sign of non-degradation of lactose and sucrose. A yellow acidic pellet, a sign of glucose degradation, a release of gas that lifts the agar and a production of hydrogen sulfide (H₂S), hence the blackening of the agar.

In the classic biochemical gallery, we recorded negative urease, negative indole and negative TDA.

Among the 40 samples analyzed, only 17 were found to be contaminated with *Salmonella*, for a percentage of 42.5%, and 23 samples were found to be nominally contaminated, for a percentage of 57.5%. Two different serotypes were isolated: eight strains of *S. enteritidis* equivalent to : 47.06%, three strains of *S. kentucky* equivalent to : 17.65 %. The remaining six strains were not serotyped, equivalent to : 35.29%.

The study of antibiotic sensitivity revealed a difference in the resistance of strains to the four antibiotics used from different families, as we noted: 100% (n=17) of strains were sensitive to kanamycin and chloramphenicol, 94.12% (n=16) of strains were sensitive to trimethoprim associated with sulfamethoxazole, with the exception of one *Salmonella* spp strain which showed a resistance profile, and 100% (n=17) of strains were resistant to nalidixic acid.

This study enabled us to highlight the rate of contamination of chicken carcasses by *Salmonella* spp.

Our results show respectively 42.5% of carcasses contaminated by *Salmonella*, similar results were recorded in the annual report of Institut Pasteur d'Algérie in 2019: 49.34% and in Egypt: 39%, however the latter is recorded on frozen carcasses. However, they are higher than the results recorded in Egypt in 2019 (29.4%) (76). On the other hand, they are closer to the results recorded in Senegal: 43.3% (77), Brazil: 42% (78), Greece: 37% (79) and Turkey: 36.6% (80). Contrary to expectations, our results are lower than the rates reported in Italy: 69% (81) and the USA: 59.5% (82).

The high contamination rates observed in this study could be explained by a combination of several factors linked to the production process, notably the ineffectiveness of non-typhic *Salmonellosis* monitoring programs in hatcheries and farms, plus poor hygiene conditions throughout the production chain. According to a study on factors favoring chicken contamination, two factors were revealed: hatcheries are the main source of *Salmonella* spp, with a prevalence of 48.5% at farm level, as well as litter, faeces and the internal environment of the poultry house, the external environment of the poultry house, feed, chicks and drinking water also contributed to the positivity of *Salmonella* spp. As for scalding tanks, the probability of contamination

decreases when fewer than 6 birds are scalded at the same time. This type of scalding is more widespread in small abattoirs, which is not the case in our study.

A wide diversity of serotypes was observed in this study, of which 2 different serotypes were identified, with a predominance of *S. enteritidis* (47.06%). Throughout the world, *S. enteritidis* is commonly associated with poultry, and has been shown to be prevalent, particularly in broilers. The major colonization of *S. enteritidis* in the ovaries and oviducts of laying chickens allows vertical transmission to eggs (87), which explains their high prevalence. Nevertheless, a study by (Mezali et al., 2019) showed a predominance of *S. kentucky* (47.6%) in chicken and turkey (31.8%). Similarly, Kentucky is the most isolated serotype in commercial broiler farms in Nigeria (88) and in broiler carcasses in the USA.

In a study profiling the antibiotic resistance of *Salmonella* isolates to the antibiotics tested, no significant differences were observed between the different strains.

According to the bacterial antibiotic resistance surveillance report conducted by the Pasteur Institute of Algeria in 2019, lower resistance (86.51%) to nalidixic acid was reported, in contrast to our results, with low resistance to chloramphenicol (17.64%) and trimethoprim-sulfamethoxazole combination (18.18%).

According to the study carried out by (Benyoucef et al., 2018) on the evolution of antibiotic resistance in *Salmonella* spp. in the poultry industry in some wilayas of western Algeria, Enterobacteriaceae have a clear capacity to acquire and exchange genes carrying resistance factors, and the intestinal flora provides an extraordinary opportunity for the circulation of genetic information between bacteria (91). The exclusive, abusive and intensive use of a nominated antibiotic prescribed by a veterinary surgeon selects strains resistant to it, leading to the evolution and increase in the resistance profile of avian salmonellosis.

4. Conclusion

Salmonellosis is still a topical issue, ranking among the leading known causes of collective food poisoning (CFP). These bacteria are widespread on poultry farms, and represent a real public health problem.

This study has shown that chicken meat is a major source of *Salmonella* spp. strains, with a high prevalence on chicken carcasses. Several factors favor contamination, with a predominance of contamination at slaughterhouse level via the scalding tank.

High antibiotic resistance was noted for nalidixic acid and low resistance for the trimethoprim-sulfamethoxazole combination, with sensitivity for kanamycin and chloramphenicol. No significant differences were observed between the different strains.

In view of these results, it is important that the safety of food of animal origin becomes a primary concern for public authorities, despite the efforts made. Further research needs to be undertaken throughout Algeria to provide a broad view of the serotypes existing at different stages of the chicken meat supply chain.

BRIBI Yasmine

Université de Blida- 1 / Institut des Sciences Vétérinaires

Promoteur : Dr. KHALED Hamza

La recherche et l'identification des salmonelles sur les carcasses de volailles

Résumé :

Le présent travail porte sur l'évaluation du niveau de contamination des carcasses de poulets de chair par *Salmonella spp.* L'étude expérimentale a été réalisée au niveau du Laboratoire de Bactériologie Alimentaire à l'Institut Pasteur d'Algérie sur 40 prélèvements d'écouvillonnage réalisé sur une carcasse entière de la volaille de part et d'autre du bréchet (muscles pectoraux), au niveau de l'œsophage, cloaque et à l'intérieur de carcasse de poulet au niveau d'un abattoir à Alger. La recherche a été réalisée selon la norme ISO 6579. Au total, 17 échantillons sont révélés positifs de *Salmonella spp.* avec un taux de contamination global à 42.5%. *S. Enteritidis* (47,06%) et *S. Kentucky* (17,65%) étaient les sérotypes identifiés. Une étude antibiorésistance a été réalisée selon le protocole du Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie(CASFM) suivi des recommandations vétérinaires 2020, par test de diffusion sur gélose Muller Hinton. Une sensibilité de 100% à la kanamycine et au chloramphénicol. 94.12% des souches étaient sensibles au triméthoprim associé à la sulfaméthoxazole à l'exception d'une souche *Salmonella spp.* qui a présenté une résistance à l'acide nalidixique. L'étude a révélé un taux de contamination élevé sur les carcasses de poulets. Ce qui représente un danger pour les consommateurs d'où l'amélioration de la sécurité de la chaîne de production en viande blanche s'impose.

Mots clés : Poulet de chair, salmonellose, *Salmonella*, antibiorésistance.