



N° d'ordre : 042/2025

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de **Docteur Vétérinaire**

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Vétérinaires

THÈME

Évaluation de la contamination microbienne et des profils de résistance aux antibiotiques chez les bactéries isolées de carcasses de poulets de chair dans un abattoir situé à Alger

Présenté par :

Melle : KEBAILI Maroua

Melle : LIAZIDI Racha

Soutenu publiquement, le 01/Juillet/2025 devant le jury composé de :

Pr. BOUAYAD Leila	Professeur (ENSV)	Présidente
Dr. BOUHAMED Radia	Maitre de conférences A (ENSV)	Promotrice
Dr. GOUCEM Rachid	Maître Assistant A (ENSV)	Examineur

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

Democratic and Popular Republic of Algeria / République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministry of Higher Education and Scientific Research

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة ربيع بوشامة

Higher National Veterinary School Rabie Bouchama

École Nationale Supérieure Vétérinaire Rabie Bouchama



Année universitaire : 2024 /2025

REMERCIEMENTS

Nous remercions tout d'abord **Allah** le tout puissant, le clément et le miséricordieux de nous avoir accordé le courage, la volonté et les moyens de réaliser ce modeste travail.

Au terme de notre travail, nous tenons à exprimer notre profonde gratitude envers toutes les personnes qui ont apporté une contribution significative à ce projet. En premier lieu, nous tenons à remercier chaleureusement notre promotrice, **Dr Radia BOUHAMED**, maitre de conférences classe A, à l'ENSV. Nous lui exprimons notre reconnaissance pour son encadrement attentif, son expertise, ses précieux conseils scientifiques tout au long de cette étude.

Nous sommes profondément reconnaissants pour le temps et les efforts considérables qu'elle a investis pour nous soutenir.

Nos remerciements sincères vont également à :

- Pr L. BOUAYAD, Professeure à l'ENSV pour avoir accepté avec honneur de présider ce jury de mémoire.
- Dr R. GOUCEM, Maître assistant classe A à l'ENSV, à qui nous exprimons notre reconnaissance pour sa disponibilité à examiner ce travail et le temps ainsi que l'attention consacrés à notre projet.

Nous sommes extrêmement reconnaissants pour le privilège que vous nous avez accordé en acceptant de faire partie de ce jury. Nous tenons à vous exprimer toute notre gratitude sincère pour votre soutien et votre contribution précieuse à notre parcours académique.

DEDICACES

Je tiens à dédier humblement ce travail à ceux qui m'ont accompagnée, soutenue et encouragée tout au long de ce parcours.

À mes chers parents, **ABDENNOUR** et **SOUHILA**, aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que vous méritez, merci pour votre amour constant, votre patience et vos sacrifices silencieux. Merci de m'avoir portée dans vos prières, soutenue dans le silence, C'est grâce à votre soutien et à votre foi en moi que j'ai pu arriver jusqu'ici. Je vous dois tout, et bien plus encore. Je vous aime infiniment.

À mon frère bien-aimé, **KHALIL**, merci pour ta présence silencieuse mais toujours rassurante. Ton regard bienveillant et tes petites attentions m'ont souvent donné la force d'avancer, même quand les choses devenaient compliquées. Tu as été pour moi un repère solide.

À ma sœur unique, **SAFA**, tu es ma source constante de joie et d'inspiration. Ta tendresse, ta patience et ton écoute ont été un vrai réconfort.

Merci d'avoir été là à chaque étape, avec ton cœur immense. Je t'aime de tout mon cœur.

À mes amies fidèles, **Maroua** et **Ghada**, pour votre bienveillance, votre générosité et vos mots réconfortants. Vous avez su rendre ce parcours plus doux, plus humain, et infiniment plus riche.

À mon binôme **Racha**, merci pour chaque instant partagé, chaque rire partagé et chaque défi surmonté ensemble, merci pour ta sincérité, ton engagement et ta constance tout au long de ce projet. Ta présence m'a beaucoup apporté, et je suis reconnaissante d'avoir partagé ce travail avec toi.

Enfin, à ma grande famille merci pour votre présence, votre patience et votre amour.

Maroua

DEDICACES

À ceux qui ont été ma force dans les moments de doute, ma lumière dans les instants sombres, et mon soutien constant tout au long de ce parcours, je dédie avec émotion ce travail.

À mes chers parents, **NACER** et **SAMIHA**, votre amour inestimable, votre patience et vos sacrifices sont les piliers de mon cheminement. Vous avez cru en moi quand je doutais, porte mes rêves comme les vôtres, et semé en moi la volonté de réussir. Merci, maman et papa, pour tout ce que vous êtes.

À mon frère adore, **IBRAHIM**, ton soutien discret mais constant a toujours été un repère. Tu as su, par ta présence, apaiser mes angoisses et renforcer ma détermination. Je t'en suis profondément reconnaissante.

À ma sœur bien-aimée, **MERIEEM**, ton affection, ton écoute et ton optimisme m'ont portée dans les moments difficiles. Tu es une source intarissable d'encouragement et d'inspiration. Merci d'être cette sœur unique et précieuse.

À mes amies fidèles, **Katia**, **Ghada** et **Maroua**, pour votre bienveillance, votre générosité et vos mots réconfortants. Vous avez su rendre ce parcours plus doux, plus humain, et infiniment plus riche.

À mon binôme **Maroua**, avec qui j'ai partagé les joies, les défis, et les nuits de travail. Merci pour ta patience, ton sérieux, ton humour et ton amitié sincère. Ton soutien a été un véritable moteur dans cette aventure. Je te souhaite tout le succès que tu mérites.

Enfin, à ma grande famille, pour votre présence, vos prières, vos encouragements... merci d'avoir toujours cru en moi. Cette réussite est aussi la vôtre.

Racha

Résumé

Cette étude a été menée dans un abattoir avicole industriel à Alger. Sur 20 échantillons de peaux de cou de poulets de chair prélevés après éviscération et ressuage des carcasses. Les analyses microbiologiques ont révélé une charge élevée en flore aérobie mésophile totale ($9,61E+04$), coliformes totaux ($3,14E+04$) et thermotolérants ($2,31E+04$), *E. coli* ($2,12E+04$), *Pseudomonas* spp. ($1,90E+04$) et *Staphylococcus* spp. ($2,55E+03$). La charge microbienne était généralement plus importante après l'éviscération qu'après le ressuage, indiquant une réduction partielle de la contamination après refroidissement. L'étude de la sensibilité aux antibiotiques a montré des taux élevés de résistance chez les entérobactéries et les staphylocoques, notamment vis-à-vis de l'ampicilline (100%), de la tétracycline (90%) et de la ciprofloxacine (60 à 100%). Ces résultats, soulignent la nécessité d'un renforcement des mesures d'hygiène et d'un usage raisonné des antibiotiques.

Mots-clés : Poulet de chair, Carcasse, Abattoir, Microorganismes, Antibiorésistance.

Abstract

This study was conducted in an industrial poultry slaughterhouse in algiers, where 20 neck skin samples from broiler chickens were collected after evisceration and after chilling. Microbiological analyses revealed high loads of total aerobic mesophilic flora ($9.61E+04$), total ($3.14E+04$) and thermotolerant coliforms ($2.31E+04$), *E. coli* ($2.12E+04$), *Pseudomonas* spp. ($1.90E+04$) et *Staphylococcus* spp. ($2.55E+03$). The microbial load was generally higher after evisceration than after chilling, indicating a partial reduction of contamination following refrigeration. Antibiotic susceptibility testing showed high resistance rates among *Enterobacteriaceae* and staphylococcal isolates, especially to ampicillin (100%), tetracycline (90%), and ciprofloxacin (60 to 100%). These results highlight the need to strengthen hygiene measures and to promote rational use of antibiotics.

Keywords : Broiler, Carcasse, Slaughterhouse, Microorganisms, Antibioresistance.

ملخص

أُجريت هذه الدراسة في مسلخ دواجن صناعي في الجزائر. تم أخذ 20 عينة من جلد عنق دجاج اللحم بعد عملية نزع الأحشاء وتجفيف الذبائح. أظهرت التحاليل الميكروبيولوجية وجود حمولة ميكروبية مرتفعة من الفلورا الهوائية المتوسطة الحرارة ($9,61E+04$)، القولونيات الكلية ($3,14E+04$) والقولونيات المتحملة للحرارة ($2,31E+04$)، الإشريكية القولونية ($2,12E+04$)، الزوائف ($1,90E+04$) والمكورات العنقودية. ($2,55E+03$) كانت الحمولة الميكروبية عمومًا أعلى بعد نزع الأحشاء مقارنةً بما بعد التجفيف، مما يشير إلى انخفاض جزئي في التلوث بعد التبريد. أظهرت دراسة الحساسية للمضادات الحيوية معدلات مقاومة مرتفعة لدى المعويات والمكورات العنقودية، خاصةً تجاه الأمبيسيلين (100%)، النتراتاسيكلين (90%) والسيبروفلوكساسين (من 60 إلى 100%). تؤكد هذه النتائج على ضرورة تعزيز إجراءات النظافة والاستخدام الرشيد للمضادات الحيوية.

الكلمات المفتاحية: دجاج اللحم، الذبيحة، المسلخ، الكائنات الدقيقة، مقاومة المضادات الحيوية

LISTE DES ABREVIATIONS

- Σa : Somme Des Colonies Répondant Au Critère D'identification Sur Les Boîtes Retenues
- A** : Nombre De Colonies Caractéristiques Repiquées
- a** : Nombre De *E. Coli* Identifiées Par Boite
- AFSSA** : Agence Française De Securite Sanitaire Des Aliments
- ANSES** : agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail
- ATB** : Antibiotiques
- b** : Nombre De Colonies Caractéristiques Répondant Au Critère D'identification
- C** : Nombre Total De Colonies Caractéristiques Sur La Boite
- CTT**: Coliformes thermotolérants
- CTX**: Coliformes totaux
- d** : Taux De Dilution Correspondant A La Première Dilution Retenue.
- EPT** : Eau Peptonée Tamponnée.
- ETB** : Entérobactérie
- FAMT** : Flore Aérobie Mésophile Totale
- FAO** : Organisation Des Nations Unies Pour L'alimentation Et L'agriculture
- INRA** : L'institut National De La Recherche Agronomique
- ISO** : Organisation Internationale De Normalisation
- JORA** : Journal Officiel De La République Algérienne
- MAPAQ** : Ministère De L'agriculture, Des Pêcheries Et De L'alimentation Du Québec
- N** : Nombre de *E. coli* (UFC) par gramme de produit
- N°** : Numéro
- OMS** : Organisation Mondiale De La Santé
- OMSA** : Organisation Mondiale De La Santé Animale
- PCA**: Plate Count Agar
- PS**: *Pseudomonas*
- SPP.** : Espèces.
- ST**: *Staphylococcus*
- TSE** : Tryptone Sel Eau
- TSI** : Triple Sugar Iron
- UFC** : Unité Formant Colonie
- VRBG** : Violet Red Bile Glucose
- XLD** : Xylose Lysine désoxycolate

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Logigramme représentant les différentes étapes d'abattage de l'établissement visite (diagramme personnel)	16
Figure 2 : Préparation de la suspension mère (photos personnelles).	19
Figure 3: Milieux de culture employés (photos personnelles).	20
Figure 4 : Colonies de la FAMT (1 ^{ère} photo) et des coliformes (2 ^{ème} photo).....	23
Figure 5 : Colonies de <i>Staphylococcus</i> spp. (photos personnelles)	23
Figure 6 : Test de l'indole (photos personnelles).....	25
Figure 7: Gélose Mueller Hinton (photo personnelle)	26
Figure 8: Lecture de l'antibiogramme (photo personnelle)	27
Figure 9 : Charge microbienne globale des coliformes totaux, coliformes thermotolérants, <i>E. coli</i> , <i>P. spp.</i> et <i>S. spp.</i>	28
Figure 10: Etude générale des échantillons prélevés après les étapes d'éviscération et de ressuage	30
Figure 11: Corrélations enregistrées entre deux étapes d'abattage pour chaque groupe de micro-organismes étudié.....	31
Figure 12 : Taux de sensibilité aux antibiotiques des isolats d'entérobactéries en fonction de l'antibiotique testé.....	32
Figure 13 : Taux de résistance aux antibiotiques des isolats de staphylocoques en fonction de l'antibiotique testé.....	33
Figure 14 : Taux de résistance aux antibiotiques des isolats de <i>Pseudomonas</i> spp. en fonction de l'antibiotique testé.....	34

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Les grandes familles d'antibiotiques (Talbert <i>et al.</i> , 2009)	12
Tableau 2: Matériel, milieux et réactifs	17
Tableau 3 : Modalités de prélèvement	18
Tableau 4 : Charge microbienne générale des coliformes totaux, coliformes thermotolérant, <i>S. spp.</i> , <i>P. spp.</i> et <i>E. coli</i>	28
Tableau 5 : Etude générale des échantillons prélevés après les étapes d'éviscération et de ressuage.	29
Tableau 6 : Taux de résistance aux antibiotiques des isolats d'entérobactéries en fonction de l'antibiotique testé.....	32
Tableau 7 : Taux de résistance aux antibiotiques des isolats de staphylocoques en fonction de l'antibiotique testé.....	33
Tableau 8 : Taux de résistance aux antibiotiques des isolats de <i>Pseudomonas spp.</i> en fonction de l'antibiotique testé.....	34

TABLE DES MATIERES

Introduction.....	1
<u>PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE</u>	
CHAPITRE I : GÉNÉRALITÉS SUR LES ETABLISSEMENTS D'ABATTAGE AVICOLE.....	2
I. DEFINITION D'UN ETABLISSEMENT D'ABATTAGE	2
II. TYPES D'ETABLISSEMENTS D'ABATTAGE	2
III. TECHNIQUE D'ABATTAGE.....	2
CHAPITRE II : PRINCIPALES BACTERIES TRANSMISES PAR LA VOLAILLE	6
I. FLORE AEROBIE MESOPHILE TOTALE	6
II. COLIFORMES TOTAUX	6
III. COLIFORMES THERMOTOLERENT	7
IV. STAPHYLOCOQUES.....	7
V. <i>PSEUDOMONAS</i>	8
VI. <i>E. coli</i>	8
CHAPITRE III : SENSIBILITÉ AUX ANTIBIOTIQUES	10
I. ANTIBIOTIQUES.....	10
II. SENSIBILITÉ AUX ANTIBIOTIQUES	13
<u>PARTIE EXPERIMENTALE</u>	
OBJECTIFS	15
CHAPITRE I : MATERIEL ET METHODES	15
I. MATERIEL	15
I.1. Présentation de l'abattoir	15
I.2. Matériel biologique.....	16
I.3. Matériel de laboratoire.....	16
II. METHODES	17
II.1. Echantillonnage à l'abattoir.....	17
II.2. Méthodes d'analyse au laboratoire.....	18
CHAPITRE II : RESULTATS.....	28
I. CHARGE MICROBIENNE GENERALE	28
II. ETUDE GENERALE DE L'ENSEMBLE DES ECHANTILLONS ANALYSES	29
III. Corrélations enregistrées entre les étapes d'abattage.....	30
IV. Étude de sensibilité aux antibiotiques des isolats	31
IV.1. Taux de sensibilité aux antibiotiques des isolats d'entérobactéries.....	31
IV.2. Taux de sensibilité aux antibiotiques des isolats de staphylocoques.....	33
CHAPITRE III : DISCUSSION	35
I. TAUX DE CONTAMINATION DES PEAUX DE COU DE POULETS DE CHAIR PAR LES DIFFERENTS MICRO-ORGANISMES RECHERCHÉS	35
I.1. FAMT	35
I.2. Coliformes totaux et thermotolérants	36
I.3. <i>E. coli</i>	36
II.1.4. <i>Staphylococcus</i> spp.....	36
II.1.5. <i>Pseudomonas</i> spp.	36
V. ETUDE DE LA SENSIBILITE AUX ANTIBIOTIQUES DES SOUCHES ISOLEES.....	37
CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS	38
LISTE DES REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	40

INTRODUCTION

Introduction

Le poulet est une viande blanche que l'on peut facilement consommer dans une alimentation saine. Elle est peu calorique, moins riche en matières grasses et enrichie en protéines, en minéraux et en vitamines.

Toutefois, la viande de volaille est souvent la cause de maladies d'origine alimentaire qui ont de graves répercussions sur la santé publique. Ces dernières sont responsables de nombreuses infections alimentaires zoonotiques dans le monde. En effet, les pertes économiques dues aux toxi-infections alimentaires se chiffrent en milliards (ALLOUI *et al.*, 2013).

Par ailleurs, l'abattoir avicole constitue l'un des points critiques majeurs de l'hygiène des viandes de volaille. Lors des opérations d'abattage, des phénomènes d'inter-contamination se produisent engendrant une prolifération des pathogènes sur des carcasses initialement saines.

Ces carcasses peuvent être contaminées soit par des bactéries qui sont présentes sur les plumes, la peau et dans le contenu digestif des volailles, soit par contact avec les autres carcasses ou bien par le matériel qui intervient à différentes étapes de la chaîne d'abattage, notamment la plumaison, le bain d'échaudage ou l'éviscération. Par ailleurs, la contamination des carcasses par l'air n'est pas non plus à négliger (ALLOUI *et al.*, 2013).

Parmi les micro-organismes qui sont à l'origine de la contamination des carcasses de volaille, certains sont révélateurs de l'hygiène globale du procédé d'abattage alors que d'autres sont plus spécifiques d'une contamination d'origine digestive ou encore de la colonisation des équipements de la chaîne d'abattage (ANSES, 2009).

D'autre part, l'usage incontrôlé de ces antibiotiques ainsi que le non-respect des délais d'attente après le traitement des animaux sont à l'origine de la présence de leurs résidus dans les denrées alimentaires d'origine animale ((PASCAL, 2005).

C'est dans ce contexte que notre travail vise à étudier l'évolution de la contamination des carcasses au cours de certaines étapes de l'abattage (après éviscération et après réfrigération), et d'étudier le profil de résistance aux antibiotiques des isolats.

Le présent travail est divisé en deux parties :

- Une partie bibliographique décrivant brièvement le fonctionnement des abattoirs avicoles, les sources de dangers bactériologiques des carcasses de volaille ainsi que la sensibilité aux antibiotiques.
- Une partie expérimentale dont le but est non seulement d'apprécier l'évolution de la charge microbienne des carcasses de poulets de chair (après éviscération et après réfrigération), et d'étudier la sensibilité aux antibiotiques des isolats.

PARTIE

BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : GÉNÉRALITÉS SUR LES ÉTABLISSEMENTS D'ABATTAGE AVICOLE

I. DEFINITION D'UN ÉTABLISSEMENT D'ABATTAGE

Un bâtiment d'abattage est un lieu où les animaux sont sacrifiés puis transformés en produits carnés. Dans les grands établissements, l'abattage suit un trajet linéaire et mécanisé ; il s'agit de la règle de la marche en avant. Les ouvriers prennent des postes bien définis et les carcasses se déplacent sur un convoyeur d'un poste à l'autre, jusqu'à la fin du processus d'abattage (FAO, 2018).

II. TYPES D'ÉTABLISSEMENTS D'ABATTAGE

II.1. Abattoir

L'établissement industriel d'abattage et de découpe de volaille est un établissement autorisé officiellement à abattre, transformer les volailles vivantes en carcasses et découper automatiquement les carcasses en viandes conditionnées (JORT, 1996).

II.2. Tuerie

Les tueries de volailles sont des établissements abattants au moins 50 volailles par semaine, laquelle doivent être agréée et respectueuse des normes sanitaires strictes (JORA, 1995).

III. TECHNIQUE D'ABATTAGE

III.1. Définition de l'abattage

C'est un processus qui doit être effectué dans un abattoir afin d'obtenir des carcasses, des abats (cœur, foie, gésiers) et des cous qui peuvent être vendus en état ou destinés à une transformation ultérieure (JOUVE, 1996).

III.2. Objectif

Pour améliorer la qualité microbiologique des carcasses, il est important de connaître les points clés de la chaîne d'abattage. Par ailleurs, la question de la contamination croisée se pose avec une grande importance dans les salles d'abattage. De la même manière, certaines méthodes employées peuvent avoir des conséquences sur la condition microbiologique de la peau des carcasses, et par conséquent, sur la formation des associations bactériennes (CISSE, 1996).

III.3. Techniques d'abattage

III.3.1. Accrochage

L'installation est effectuée à la main. Les oiseaux sont suspendus par les pattes dans des étriers métalliques, la tête en bas (PEYRAT, 2008).

III.3.2. La saignée

La saignée est le procédé de mort de l'animal. Il est nécessaire de la réaliser de manière hygiénique en position suspendue (FERNANDEZ-LOPEZ *et al.*, 2010 ; ACIA, 2017).

La saignée implique de couper en même temps les artères carotides et les veines jugulaires, ce qui entraîne une baisse rapide de la pression artérielle, entraînant ainsi une ischémie cérébrale et la mort (OIE, 2010).

Il est recommandé de procéder à la saignée en utilisant une approche ventrale. (ACIA, 2017).

La saignée garantit, d'une part, que l'animal décède après l'abattage et, d'autre part, qu'aucun oiseau conscient ou vivant ne pénètre dans le bain d'échaudage (FERNANDEZ-LOPEZ *et al.*, 2010).

III.3.3. Échaudage

L'échaudage implique de plonger l'animal dans de l'eau chaude, ce qui entraîne une dilatation des follicules plumeux pour faciliter la plumaison (TALL, 2003).

La température de cette eau dépend de la destination future du produit (CISSE, 1996) :

- 50 à 52°C pour les carcasses destinées à être commercialisées en état réfrigéré
- 58 à 60°C pour les carcasses destinées à être commercialisées en état congelé.

La contamination des eaux d'échaudage peut être causée par différentes raisons :

- Le mauvais nettoyage et la désinfection des bacs d'échaudage ;
- La contamination du plumage des animaux ;
- La contamination par les fientes des animaux libérées lors du relâchement sphinctérien après la mort ;
- La contamination des pattes des animaux (TALLE, 2003).

III.3.4. Plumaison

La plumaison est une méthode visant à retirer les plumes de l'animal sans enlever la peau. Lors de cette opération, il est impératif que le contenu intestinal ne contamine jamais la carcasse ou les abats (CISSE, 1996 ; JOUVE, 1996).

Les doigts en caoutchouc permettent une plumaison plus efficace (CISSE, 1996). Toutefois, cette étape peut engendrer une contamination dans les situations suivantes (TALL, 2003).

- L'utilisation des doigts de la plumeuse permet de transférer la contamination des plumes gorgées d'eau d'échaudage, qui est riche en microorganismes, vers les follicules plumeux et la surface de la peau.
- Les doigts de la plumeuse, en cas de mauvais nettoyage et de désinfestation, peuvent être une source supplémentaire de microorganismes.
- L'arrosage de la carcasse par l'eau de rinçage des plumeuses provoque progressivement le refroidissement de la surface de la peau, ce qui entraîne la fermeture des follicules plumeux dilatés qui renferment les bactéries.

III.3.5. Éviscération

L'extraction des organes internes et l'élimination de toutes les parties non comestibles sont appelées éviscération. Cette étape comprend, entre autres, la section des pattes au niveau de l'articulation tarso-métatarsienne, la section de la tête, l'ouverture du cloaque et de l'abdomen, l'extraction des viscères, la collecte des abats comestibles et l'élimination des entrailles non comestibles (FERNANDEZ-LOPEZ *et al.*, 2010).

La contamination des volailles lors de cette étape peut être attribuée à différents facteurs (TALL, 2003) :

- Il est possible que l'éviscération automatique provoque une rupture de l'intestin, en particulier lorsque les différentes machines sont mal réglées ; Il reste possible que la carcasse soit contaminée par les mains de l'opérateur.
- Lors d'une éviscération manuelle, les mains souillées de matières fécales entrent en contact avec la carcasse.

III.3.6. Lavage final

Il est essentiel d'effectuer le lavage final dès que possible, et ce, immédiatement après l'éviscération, afin de supprimer les bactéries avant qu'elles ne se fixent trop solidement sur la peau (TALL, 2003).

III.3.7. Ressuyage

L'étape suivante implique de réduire la température au centre de la volaille, puis de procéder à la réfrigération ou à la congélation (SIAT, 2006). L'utilisation d'une chaîne de pré-refroidissement permet de sécher les carcasses et de réduire leur température interne à +8°C. Il a également pour effet de restreindre la prolifération des microorganismes et d'éviter la contamination par l'humidité présente à la surface des carcasses (JOUVE, 1996).

Les risques majeurs liés au ressuage sont les suivants (DSVS, 2014) :

- Le manque de ressuage ou une réfrigération lente ou défectueuse, ainsi qu'un ressuage trop court, favorisent la prolifération des germes en raison de l'absence de froid suffisante.
- Le contact entre les carcasses, un air pollué, le personnel et le matériel mal entretenus peuvent être les principales sources de contamination microbienne de la volaille pendant l'opération de ressuage.

III.3.8. Emballage

Il est essentiel de réaliser le conditionnement final du produit, que ce soit sous film étirable, sous vide ou en atmosphères modifiées, dans des conditions extrêmement rigoureuses (JOUVE, 1996). Selon (TALL, 2003).

Les manipulations humaines et les nombreux contacts avec des surfaces souillées telles que les bacs, les chariots et les tables peuvent entraîner des contaminations croisées.

CHAPITRE II : PRINCIPALES BACTERIES TRANSMISES PAR LA VOLAILLE

I. FLORE AEROBIE MESOPHILE TOTALE

La flore aérobie mésophile totale englobe tous les micro-organismes capables de se reproduire en aérobiose et à des températures optimales de 30°C, à l'instar de *Staphylococcus*, *Streptococcus* et *Salmonella* (JOUVE, 1996).

Ce genre de bactéries ne constitue pas forcément un danger pour la santé humaine. Toutefois, il peut contenir des germes pathogènes à des niveaux pouvant représenter un danger pour le consommateur, ainsi que des germes d'altération. De plus, leur abondance peut indiquer un manque d'hygiène des procédés, une rupture de la chaîne du froid ou une putréfaction de la denrée alimentaire (JOUVE, 1996).

II. COLIFORMES TOTAUX

II.1. Bactériologie

Les coliformes totaux sont des bactéries en forme de bâtonnet, aérobies ou anaérobies facultatives, possédant l'enzyme β -galactosidase. Les principaux genres inclus dans le groupe sont *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Klebsiella* et *Serratia* (INSPQ, 2003).

II.2. Habitat

Depuis longtemps, les coliformes totaux sont employés comme indicateurs de la qualité microbienne de l'eau car ils peuvent être indirectement liés à une pollution provenant des matières fécales (INSPQ, 2003).

II.3. Coliformes totaux et les TIA

La plupart des espèces sont non pathogènes et ne présentent pas de danger direct pour la santé, à l'exception de certaines souches d'*Escherichia coli* (*E. coli*) et de rares bactéries opportunistes pathogènes (INSPQ, 2003).

III. COLIFORMES THERMOTOLERENT

III.1. Bactériologie

Les coliformes thermotolérants sont des bactéries d'origine fécale qu'on retrouve dans le tube digestif des humains et des animaux. Ce sont des bactéries aérobies ou anaérobies facultatives, à Gram négatif et non sporulées. Ces dernières sont capables de fermenter le lactose et de produire du gaz à 44°C (FEDERIGHI, 2005).

III.2. Intérêt bactériologique

Les coliformes thermotolérants sont des bactéries indicatrices d'une contamination fécale. Dès que l'on constate leur présence dans l'eau, on considère qu'elle n'est pas potable, ce qui mène à la mise en place immédiate de mesures correctives (FEDERIGHI, 2005).

IV. STAPHYLOCOQUES

IV.1. Bactériologie

Comme toutes les espèces de *Staphylococcus*, les bactéries de l'espèce *Staphylococcus aureus* présentent des coques gram +, qui sont associées entre elles ou en amas irréguliers dans des grappes de raisins.

Il s'agit de bactéries qui restent immobiles, sans spores, qui peuvent être aéro-anaérobies, mésophiles et halophiles, et qui peuvent se multiplier entre 4°C et 46°C dans des conditions de pH variant de 5 à 9. (SUTRA, *et al.*, 1998 ; FEDERIGHI, 2005).

IV.2. Habitat

Les *Staphylocoques* sont naturellement présents sur la peau et les muqueuses de l'homme et des animaux avec des charges bactériologie élevées (SUTRA *et al.*, 1998 ; FEDERIGHI, 2005).

IV.3. Diagnostic biologique

La détection du *Staphylococcus aureus* repose sur la présence de la coagulase dans plusieurs colonies prélevées sur le milieu de Baird Parker. Il convient de souligner que la détection de *S. aureus* peut également être réalisée par PCR (SUTRA *et al.*, 1998 ; FEDERIGHI, 2005).

V. PSEUDOMONAS

V.1. Bactériologie

Les *Pseudomonas* sont des micro-organismes qui sont strictement aérobies, oxydase positifs, mobiles, qui produisent souvent des pigments diffusibles et qui sont naturellement résistants à différents antibiotiques. Il s'agit également de bactéries *saprophytes* principalement présentes dans l'eau. De plus, ils ont la capacité de contaminer des liquides pour perfusion, des solutions antiseptiques et des préparations médicamenteuses liquides (DROMIGNY, 2012).

V.2. Habitat

Les *Pseudomonas* se trouvent dans l'environnement, les végétaux et l'eau. Ils sont nombreux sur les poils des animaux et dans l'intestin. Au cours de l'habillage, ces bactéries sont toujours présentes à la surface des carcasses. Ils sont aussi présents dans les ateliers de découpes et de préparation, ainsi que dans les salles de conservation (DROMIGNY, 2012).

V.3. Pseudomonas et les denrées alimentaires

La présence des *Pseudomonas* dans la chaîne d'abattage, particulièrement dans les chambres froides, constitue une source permanente de contamination des viandes. Ces microorganismes peuvent être utilisés comme indicateurs d'hygiène des procédés ; plus particulièrement comme indicateurs de la maîtrise de la réfrigération des viandes de volailles et de l'efficacité des opérations de nettoyage et de désinfection (Dromigny, 2012).

VI. *E. coli*

VI.1. Bactériologie

Escherichia coli est un bacille à Gram négatif, anaérobies facultatif, oxydase négative, β glucuronidase positive et se développant à 44°C.

Escherichia coli qui contient de nombreux sérotypes dont certains étant entéropathogènes, est identifiable dans le groupe des coliformes fécaux par le test de Mackenzie (SUTRA *et al.*, 1998 ; FEDERIGHI, 2005).

VI. 2. Habitat

E. coli est l'espèce bactérienne prédominante dans la flore aérobie du tractus digestif. Sa présence est un signe principal d'une contamination fécale de l'aliment. Elle est un résident habituel du tube digestif, mais peut devenir nuisible lorsque le système de défense de l'individu est affaibli ou lorsqu'une toxine spécifique est acquise (SUTRA *et al.*, 1998 ; FEDERIGHI, 2005).

VI.3. Diagnostic biologique

Le diagnostic repose sur l'isolement direct de la bactérie à l'endroit même de l'infection. Cependant, effectuer ce diagnostic reste ardu car c'est une bactérie présente normalement dans le tube digestif. On considère comme pathogène uniquement une *E. coli* ayant des facteurs spécifiques. Toutefois, seuls des laboratoires d'une spécialisation élevée peuvent établir ces facteurs (FEDERIGHI, 2005)

CHAPITRE III : SENSIBILITÉ AUX ANTIBIOTIQUES

I. ANTIBIOTIQUES

I.1.Définition

Les antibiotiques sont des substances naturelles produites par certaines bactéries du sol et quelques champignons. Ils peuvent aussi être produits par synthèse chimique complète ou partielle. En faibles concentrations, ils agissent sur d'autres bactéries sans danger toxique pour l'homme. Chaque antibiotique dispose de son propre mode d'action. En fonction de leur puissance et du temps qu'ils passent en contact avec les bactéries, ils peuvent les détruire (effet bactéricides) ou freiner leur développement (effet bactériostatique) (STOR ET MESLIN, 1998).

I.2.Caractéristique des antibiotiques

Les antibiotiques se caractérisent par leur potentiel à détruire les bactéries (spectre d'activité). Mécanisme d'action de la toxicité sélective.

Concernant l'activité en milieu biologique (pharmacocinétique), une absorption optimale et une distribution efficace au sein de l'organisme sont essentielles. De plus, les indications d'emploi et les opportunités de combinaison avec diverses molécules pour étendre leur champ d'action sont également à considérer (YALA *et al.* ;2001).

Il existe diverses formes de classification possibles, basées sur :

- L'éventail antibactérien,
- Le mode d'action,
- La composition chimique.

Le classement des antibiotiques basé sur le spectre ne semble pas optimal, en considération de l'évolution de la résistance bactérienne. La classification selon le mode d'action met en évidence les caractéristiques spécifiques de chaque catégorie d'antibiotique. Cette classification des antibiotiques en groupes relativement homogènes ne semble pas être satisfaisante lorsqu'on la considère indépendamment des objectifs cliniques. Néanmoins, une classification chimique est appropriée en soulignant les propriétés thérapeutiques fondamentales au sein de chaque catégorie (FRANÇOIS ET SERGE, 1992).

I.3. Classification des antibiotiques par famille

Les antibiotiques sont regroupés en catégories basées sur leurs provenances, caractéristiques chimiques et mécanismes d'action. Ce classement présente une certaine incohérence, car les différentes catégories d'antibiotiques peuvent partager soit des caractéristiques chimiques (telles que les bêtalactamines, les tétracyclines, les sulfamides, les polypeptidiques, les aminosides, les macrolides et les quinolones), soit leur efficacité sur certaines bactéries (comme les antituberculeux et les anti-staphylococciques). On peut également ajouter un aspect lié à l'époque d'introduction (Ex : céphalosporines de première, deuxième génération, *etc.*) (TALBERT *et al.*, 2009).

On distingue parmi celles-ci les bêtalactamines, les aminoglycosides, les tétracyclines, les macrolides, les polypeptides, les sulfamides et les quinolones comme étant celles de plus grande importance :

a. Bêtalactamines

Antibiotiques, diffusent en extérieur de la cellule, et se distinguent par une importante élimination par les urines. Par exemple : pénicillines, céphalosporines. (TALBERT *et al.*, 2009).

b. Aminosides (aminoglycosides)

Antibiotiques antibactériens, dépourvus d'activité sur les bactéries anaérobies, non absorbés par le système digestif, distribués en extracellulaire et éliminés par les urines (Ex : Néomycine) (TALBERT *et al.*, 2009).

c. Tétracyclines

Antibiotiques bactériostatiques, à large spectre, absorbés par le système digestif (Ex : Chlortétracycline, Oxytétracycline, Doxycycline) (TALBERT *et al.*, 2009).

d. Macrolides

Antibiotiques bactériostatiques, ont un spectre étroit surtout contre les bactéries à Gram positif, des mycoplasmes, et pour quelques composés contre des *pasteurelles*, absorbés par la voie digestive, à haute distribution intracellulaire et à haute concentration dans les sécrétions acides (Ex : Érythromycine, Spiramycine, Tylosine) (TALBERT *et al.*, 2009).

e. Polypeptidiques

Antibiotiques antibactériens à spectre étroit contre les bactéries à Gram négatif, non absorbés par voie digestive, à distribution extracellulaire et éliminés par les urines (Ex : Colistine (polymyxine E), Polymyxine B.) (TALBERT *et al.*, 2009).

f. Sulfamides

Provenant de l'acide para-amino-benzoïque, ces composés sont bactériostatiques et possèdent une vaste gamme d'activité antibactérienne (vis-à-vis des bactéries à Gram positif et négatif), avec

parfois des propriétés anticoccidiennes, principalement absorbés par voie digestive (TALBERT *et al.*, 2009).

j. Quinolones

Antibactériens bactéricides, dépourvus d'activité sur les bactéries anaérobies, bien absorbés par voie orale (TALBERT *et al.*, 2009).

Les grandes familles antibiotiques sont mentionnées dans le Tableau N° 1.

Tableau 1 : Les grandes familles d'antibiotiques (Talbert *et al.*, 2009)

BÉTALACTAMINES	Pénicillines (Pénames)	Groupe G	Activité : bactéricide Mécanisme d'action : inhibition de la synthèse de la paroi des bactéries en phase de croissance.
		Groupe M (groupe de la méticilline)	
		Antistaphylococciques	
		Groupe A (groupe de l'ampicilline) (aminopénicillines)	
		Carboxypénicillines -Urédo-pénicillines	
		Amidinopénicillines	
	Carbapénèmes (pénèmes)	Imipénem- Ertapénem -Méropénem	
	Céphalosporines (céphèmes)	1 ^{er} génération -2 ^{ème} génération-3 ^{ème} génération.	
		Céphalosporine à spectre étendu	
	Monobactames	Aztréonam	
	Inhibiteurs irréversibles des bêta-lactamases (en association)		
	Acide clavulanique – Sulbactame- Tazobactam		
AMINOSIDES (aminoglycosides)			Activité : bactéricide Mécanisme d'action : inhibition de la synthèse protéique.
PHENICOLES			Activité : bactériostatique. Mécanisme d'action : inhibition de la synthèse protéique.
TETRACYCLINES	Oxytétracyclines		Activité : bactériostatique.
	Doxycyclines		Mécanisme d'action : inhibition de la synthèse protéique.
MACROLIDES	Macrolides		Activité : bactériostatique.
	Macrolides apparentés (lincosanides et synergistines)		Mécanisme d'action : inhibition de la synthèse protéique.
	Macrolides associés		
POLYPEPTIDIQUES (Polymyxines)			Activité bactéricide : Mécanisme d'action : inhibition de la synthèse de la membrane cytoplasmique.
SULFAMIDES			Mécanisme d'action : inhibition de la synthèse de l'acide folique.
IMIDAZOLES			Antiparasitaire
QUINOLONES	Quinolones urinaires- Fluoroquinolones systémiques		Activité : bactéricide
	Quinolones dites antipneumococques		Mécanisme d'action : inhibition de la synthèse de l'ADN bactérien.
ANTIBIOTIQUES DIVERS	Rifamycines – Glycopeptides – Oxazolidinones- lipopeptides cycliques- Acide fusidique.		Activité bactéricide.
	Acide fusidique- Fosfomycine		Mécanisme d'action : inhibition de la synthèse protéique ; inhibition enzymatique du métabolisme bactérien ; inhibition de la synthèse de la paroi bactérienne.

I.4. Usage des antibiotiques en élevage avicole

Selon l'ANSES, en 2011, le traitement des volailles se réalise principalement avec des Polypeptides et des Tétracyclines. Les Pénicillines, les Sulfamides et le Triméthoprimé viennent par la suite dans l'ordre des traitements. Au cours des cinq dernières années, l'utilisation de traitements basés sur les Fluoroquinolones, les Lincosamides, les Pénicillines, les Polypeptides, les Sulfamides et la Triméthoprimé a connu une hausse. La fréquence des traitements avec d'autres familles a baissé (CHEVANCE et GERARD, 2012).

II. SENSIBILITÉ AUX ANTIBIOTIQUES

II.1.Historique

Le phénomène des résistances est connu depuis l'apparition du premier antibiotique. En 1940, avant même l'utilisation thérapeutique de la pénicilline, Abraham et Chain soulignent que *Bacterium coli* inactive la pénicilline G en produisant une enzyme appelée pénicillinase. Puis, à chaque fois qu'une nouvelle substance a été développée, les bactéries s'y sont adaptées plus ou moins rapidement (ABRAHAM et CHAIN, 1940).

II.2.Définition de la résistance

- Selon les méthodes utilisées pour étudier la résistance, différentes définitions sont proposées (ANONYME, 2006) :
- Selon le clinicien, si le traitement n'est pas efficace, une souche bactérienne peut être résistante à un antibiotique.
- Selon le pharmacologiste, une souche bactérienne peut être résistante à un antibiotique lorsque les concentrations atteintes au site d'action sont inférieures à la concentration minimale inhibitrice.
- Selon le microbiologiste, une souche bactérienne peut être résistante à un antibiotique si elle possède un mécanisme de résistance qui augmente la valeur de la concentration minimale inhibitrice.
- Selon l'épidémiologiste, une souche bactérienne démontre une résistance à un antibiotique lorsqu'elle présente une concentration minimale inhibitrice significativement différente de celle normale.

II.3. Voies de dissémination de l'antibiorésistance de l'animal à l'homme

La chaîne alimentaire constitue un vaste réseau de transfert de la résistance aux antibiotiques (ATB) (DELERY, 1999).

En plus du problème lié aux résidus d'ATB dans les denrées alimentaires d'origine animale, la viande et les produits laitiers véhiculent les bactéries zoonotiques et fécales résistantes. En outre, les cultures contaminées par les eaux usées des élevages et le compartiment hydrique peuvent contenir des bactéries résistantes aux antibiotiques (DELERY, 1999).

La résistance des bactéries aux antibiotiques se définit par rapport à (PEYRAT, 2008) :

- Une population de référence, qui est l'espèce bactérienne à laquelle appartient la souche étudiée.
- Un contexte, qui correspond à la méthode d'étude de la résistance, c'est-à-dire au point de vue soit du clinicien, du pharmacologiste, du microbiologiste ou de l'épidémiologiste. La sensibilité, la spécificité, la répétabilité et la reproductibilité de la méthode doivent être connus.
- Une valeur seuil, qui est fonction de la méthode d'étude (succès thérapeutique, concentrations d'antibiotiques, diminution de la population bactérienne).

II.4. Conséquence de l'antibiorésistance

Il est prouvé que l'utilisation des antibiotiques est le facteur de risque le plus important dans le développement de la résistance bactérienne (CARLE, 2009).

Cette résistance a des conséquences immédiates (ABDENNE BI, 2006) :

- L'échec thérapeutique est la conséquence pratique majeure de l'antibiorésistance.
- Apparition des souches multi-résistantes aux antibiotiques chez des bactéries pathogènes pour l'animal peut devenir un problème de santé publique, car elles peuvent ensuite être transmises à la population humaine.
- La diffusion de la résistance car chez les bactéries les gènes de résistance sont transmis à la descendance par transmission verticale ou horizontale.
- Apparition de souches de bactéries transmises par les aliments et résistantes aux antimicrobiens et qui peuvent causer des infections au sein de groupes de population.

PARTIE EXPERIMENTALE

OBJECTIFS

Les objectifs de notre travail sont :

- D'apprécier la qualité bactériologique des carcasses de poulet de chair en déterminant la charge de la Flore Aérobie Mésophile Totale, des coliformes totaux et thermotolérants, des staphylocoques et des pseudomonas.
- D'estimer la qualité de l'hygiène de l'abattoir avicole dont sont issues les carcasses de poulet de chair.
- De détecter la présence possible des indicateurs de contamination fécale dans ce même abattoir.
- D'étudier la sensibilité aux antibiotiques des isolats.

CHAPITRE I : MATERIEL ET METHODES

I. MATERIEL

I.1. Présentation de l'abattoir

La structure en question est un abattoir industriel située dans la commune de Bordj El Kiffan (wilaya d'Alger) spécialisé dans l'abattage, la découpe et la commercialisation de la volaille.

Cet établissement est doté de machines et d'équipements nécessaires pour un abattage moderne de volailles dont la capacité d'abattage est estimée à 900sujets/heure. Il fonctionne, généralement, six jours par semaine de 6h00 à 14h00, et ce selon le volume d'abattage. Les produits finis sont représentés par les carcasses et les abats destinés à la consommation humaine. En effet, la viande produite est une viande de poulets de chair, entière ou découpée, emballée et prête à être cuite. La chaîne d'abattage fournit en outre des abats (gésiers, foie, cœur) qui subissent une préparation plus ou moins importante avant d'être commercialisés.

Les motifs qui nous ont amené à choisir cet établissement sont :

- Le caractère industriel (équipé d'une chaîne d'abattage),
- La proximité du lieu du laboratoire d'analyse,
- La bonne volonté et la collaboration du premier responsable de l'entreprise ainsi que des différents responsables de l'établissement.

L'abattoir est muni des salles suivantes :

- Une salle de réception, d'accrochage et de saignée ;
- Une salle d'échaudage et de plumaison ;
- Une salle d'éviscération et de finition ;
- Une salle de ressuage ;
- Une salle de pesée et d'emballage ;
- Une salle de stockage des produits.

Les différentes étapes de l'abattage sont décrites dans la figure N°1.

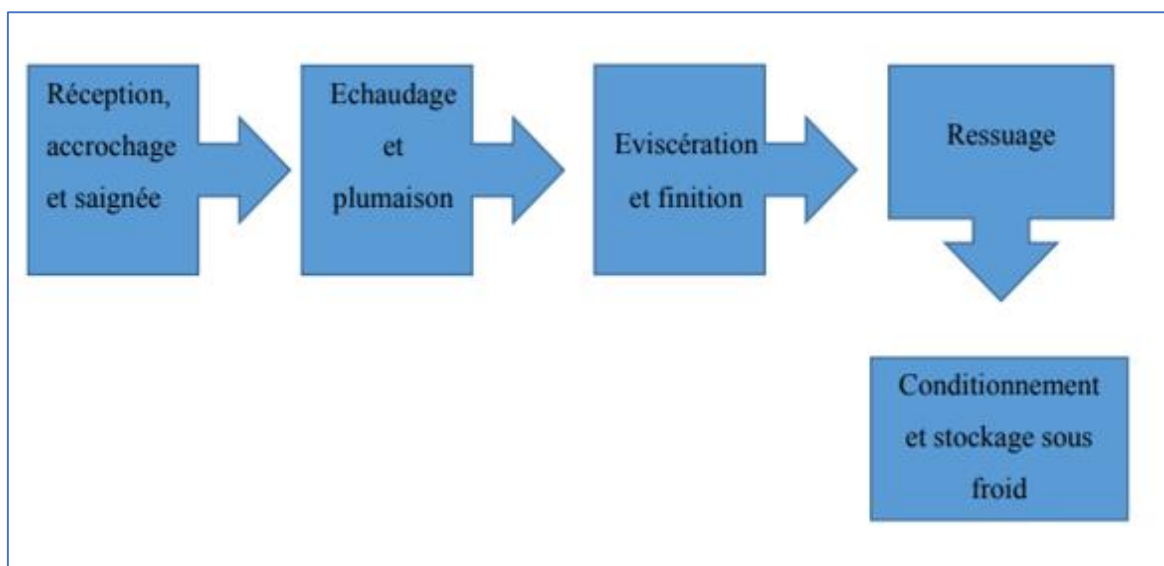


Figure 1: Logigramme représentant les différentes étapes d'abattage de l'établissement visité (diagramme personnel)

I.2. Matériel biologique

Au total, 20 échantillons de peaux de cou de poulet ont été récupérés à partir d'un seul lot de poulets de chair pour des analyses microbiologiques. Il convient de noter que toute l'étude s'est déroulée durant le mois de décembre 2024.

I.3. Matériel de laboratoire

Le tableau ci-dessous comprend les équipements, les milieux et les réactifs utilisés (tableau N°2).

Tableau 2: Matériel, milieux et réactifs

Équipement	Milieux et réactifs
<ul style="list-style-type: none"> -Anse de platine - Autoclave - Balance électrique - Bec bunsen - Boîtes de Pétri - Ciseaux - Compresses stériles - Embouts pour micropipettes - Etuves - Gants de latex à usage unique - Glacière - Homogénéisateur de type Vortex - Homogénéisateur magnétique - Lecteur de colonies - Micropipette (10 à 1000 µl) Pipettes Pasteur - Portoirs pour tube - Sacs stomacher - Stomacher - Tubes à essais à usage unique avec support 	<ul style="list-style-type: none"> - Gélose nutritive (Pronadisa) Diluant : Solution de Tryptone Sel Eau (TSE) ; - Gélose standard pour dénombrement (Plate Count Agar : PCA) ; - Gélose glucosée biliée au cristal violet et au rouge neutre (VRBG : Violet Red Bile Glucose); - Gélose cétrimide - Gélose XLD (Xylose-Lysine-Désoxycholate) ; - Bouillon urée-indole - Gélose Baird Parker -Gélose Mueller Hinton - Disques antibiotiques Réactifs VP 1, VP 2, Rouge méthyl, Nitrate 1, Nitrate 2 - Réactif Kovacs - Standard de turbidité McFarland 0,5

II. METHODES

II.1. Echantillonnage à l'abattoir

Les peaux de cou prélevées durant la période de production à différents stades de la chaîne d'abattage (éviscération réfrigération) sont placées dans des sacs de prélèvement étanches et stériles, sur lesquels sont mentionnées les informations nécessaires

- **Nature et nombre des prélèvements**

Les 20 échantillons sont répartis comme suit (tableau N°3).

Tableau 3 : Modalités de prélèvement

Etape	Nombre de prélèvement
Après éviscération	10
Après réfrigération	10

- **Conservation et transport des échantillons**

Une fois les échantillons récoltés, ils sont directement acheminés dans une glacière au laboratoire d'hygiène alimentaire de L'école Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, dans une durée qui n'excède pas 30 minutes.

II.2. Méthodes d'analyse au laboratoire

Toutes les manipulations qui suivent se sont déroulées sous un champ stérile en utilisant un bec bunsen et en respectant l'asepsie des différents éléments.

II.2.1. Préparation des échantillons

II.2.1.1. Pesée

Des dilutions au 1/10^{ème} des échantillons ont été réalisées. Pour ce faire, chaque échantillon de peaux de cou est pesé à l'aide d'une balance de précision puis introduit stérilement dans un sachet stérile de type Stomacher dans lequel de l'eau peptonée tamponnée (EPT) a été déversée.

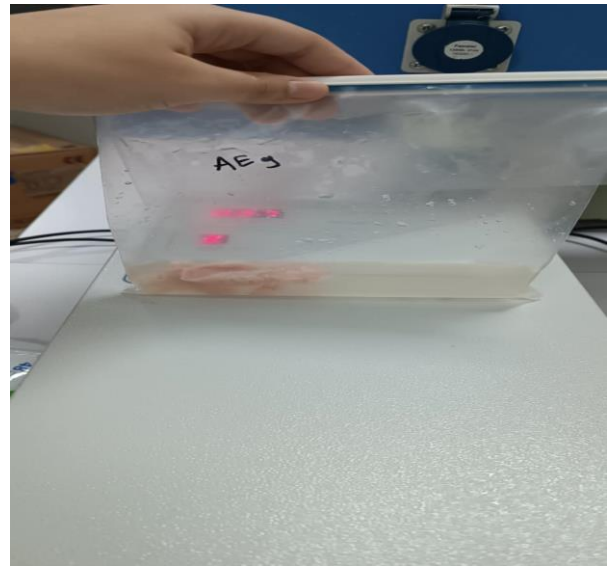
II.2.1.2. Homogénéisation

Afin d'obtenir notre suspension mère, les prises d'essai, préalablement préparées, ont été homogénéisées à l'aide d'un broyeur type Stomacher.

La suspension mère (dilution 10⁻¹) ainsi obtenue est diluée au 1/10ème selon les instructions de la norme NF-ENISO 6887-1 relative à la suspension mère et aux dilutions décimales (figure n°02).



(1) : Pesée de l'échantillon à tester



(2) : Suspension mère

Figure 2 : Préparation de la suspension mère (photos personnelles).

II.2.1.3. Dilutions

La préparation des dilutions décimales (10⁻², 10⁻³) en vue d'examen microbiologiques sont réalisées comme suit :

- 09 ml d'EPT sont déposés dans 3 tubes à essai puis 1ml de la solution mère est ajouté au premier tube à essai de manière à obtenir la dilution 10⁻² ;
- 01 ml est prélevé stérilement de la dilution 10⁻² puis déposé dans un tube à essai contenant 09 ml d'EPT afin d'obtenir la dilution 10⁻³.

II.2.2. Mode opératoire

a. Dénombrement

Les micro-organismes que nous avons choisi de dénombrer et de rechercher à partir des échantillons testés sont représentés par :

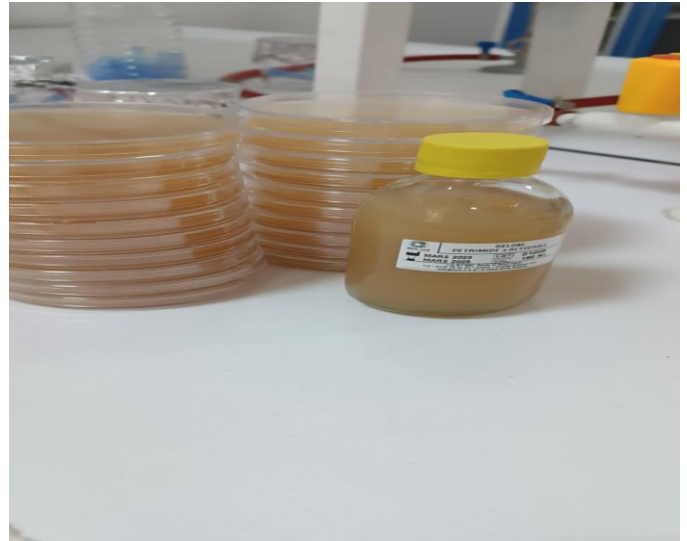
- La flore aérobie mésophile totale (FAMT) (Germes aérobies à 30°C) dénombrée sur gélose PCA (Plate Count Agar) (figure n°02) ;

PARTIE EXPERIMENTALE

- Les coliformes totaux dénombrées sur gélose VRBG (gélose glucose biliée au cristal violet et au rouge neutre) (figure n°03) ;
- Les coliformes thermotolérants dénombrés sur gélose VRBG (figure n°03) ;
- Les *Escherichia coli* (*E. coli*) (colonies caractéristiques) repiquées à partir de la gélose VRBG (figure n°03) ;
- Les *Staphylococcus* spp. dénombrés sur gélose Baird Parker (figure n°03).
- Les *Pseudomonas* spp. dénombrés sur gélose cétrimide (figure n°03).



(1) : gélose Baird Parker



(2) : gélose cétrimide



(3) : milieux déshydratés PCA et VRBG

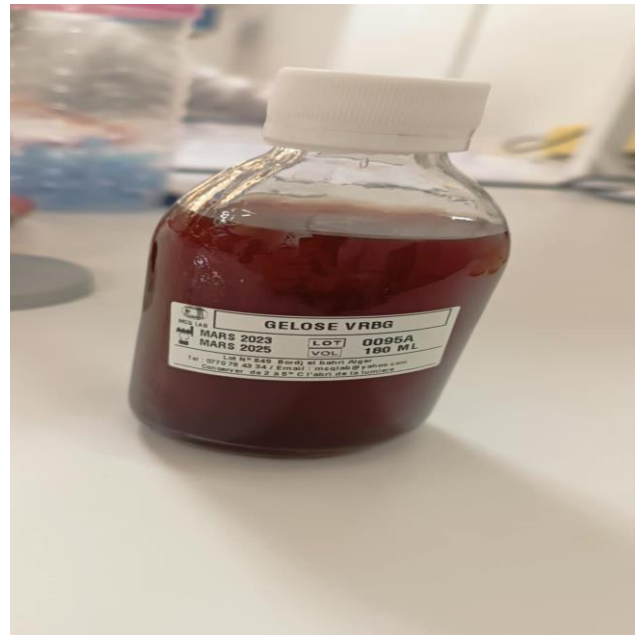


Figure 3: Milieux de culture employés (photos personnelles).

a.1. Manipulation

a.1.1. Dénombrement en profondeur des colonies en totalité (FAMT à 30°C, coliformes totaux et thermotolérants)

Pour la réalisation du dénombrement de chaque groupe de micro-organismes :

- Transférer 01 ml de chaque dilution décimale à l'aide d'une micropipette de 1000 µl dans une boîte de pétri, préalablement préparée et numérotée pour cet usage.
- Couler dans chacune des boîtes de pétri environ 15 ml de gélose PCA ou VRBG fondue et refroidie ;
- Mélanger soigneusement le milieu et l'inoculum en effectuant des mouvements en 8 et des mouvements de va-et-vient puis laisser le mélange se solidifier sur une paillasse horizontale et fraîche ;
- Après solidification des milieux retourner les boîtes ainsi préparées puis les incuber en aérobiose pendant 24h à 72h à 30°C pour la flore aérobie mésophile totale, 37°C pour les coliformes totaux et 44°C pour les coliformes thermotolérants.

a.1.2. Dénombrement en profondeur des colonies caractéristiques (*E. coli*)

La mise en évidence des *E. coli* a été effectuée à partir des colonies typiques des coliformes thermotolérants de la manière suivante :

- Repiquer un nombre déterminé "A" de colonies caractéristiques (3 colonies) sur chacune des boîtes retenues pour le comptage des colonies en vue de faire une identification biochimique basée sur la production d'indole ;
- Pour ce faire, réaliser une suspension bactérienne dans de l'eau peptonée exempte d'indole ;
- Après incubation à 37°C durant 24 heures, rajouter le réactif de Kovacs. Ce dernier réagit avec l'indole. Un composé coloré en rouge apparaît lorsque le test est positif dans le cas contraire, le composé coloré est absent.

a.1.3. Dénombrement en surface (*Staphylococcus* spp.)

- Transférer 0,1 ml de chaque dilution décimale à l'aide d'une micropipette de 100 µl dans une boîte de pétri identifiée et contenant environ 15 ml de gélose Baird Parker préalablement préparée, coulée et refroidie ;

- Ensemencer chaque inoculum en l'étalant sur toute la surface de la gélose à l'aide d'un râteau puis incuber les boîtes en aérobiose durant 24h à 48h à une température de 37°C.

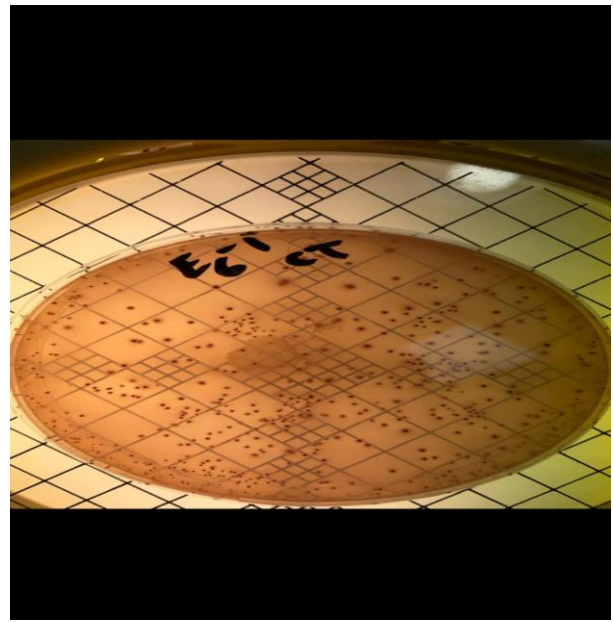
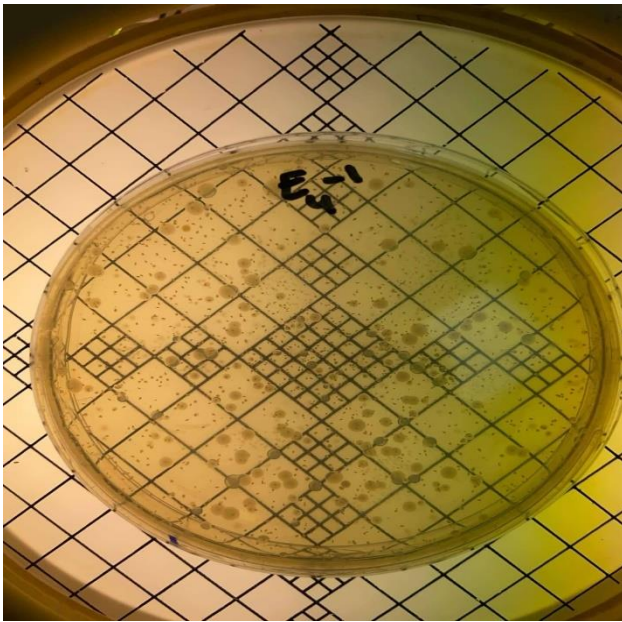
a.1.4. Dénombrement en surface (*Pseudomonas* spp.)

- Transférer 0,1 ml de chaque dilution décimale à l'aide d'une micropipette de 100 µl dans une boîte de pétri identifiée et comprenant environ 15 ml de gélose cetrimide préalablement préparée, coulée et refroidie ;
- Ensemencer chaque inoculum en l'étalant sur toute la surface de la gélose à l'aide d'un râteau puis incuber les boîtes en aérobiose durant 24h à 48h à une température de 37°C.

a.2. Lecture

a.2.1. Colonies en totalité (FAMT à 30°C, coliformes totaux, coliformes thermotolérants et *Staphylococcus* spp.)

- Compter uniquement les colonies de deux boîtes de dilutions successives présentant entre 15 et 300 colonies par boîte pour la FAMT, 15 et 150 colonies par boîte pour les coliformes totaux, thermotolérants et *Staphylococcus* spp. ;
- Sur gélose PCA, les colonies dénombrées sont blanchâtres, lenticulaires et en tête d'épingle poussant en profondeur (figure n°04) ;
- Sur gélose VRBG, les colonies dénombrées sont lenticulaires, violettes poussant en masse (figure n°04).



**Figure 4 : Colonies de la FAMT (1^{ère} photo) et des coliformes (2^{ème} photo)
(Photos personnelles)**

Sur gélose Baird Parker, les colonies dénombrées sont noirâtres ou grisâtres entourées d'un halo transparent (colonies caractéristiques) et/ou opalescent (colonies caractéristiques ou non caractéristiques)

- Appliquer la formule suivante :

$$N = \frac{\sum c}{1,1 \times d}$$

N : Nombre de micro-organismes (UFC) par gramme de produit

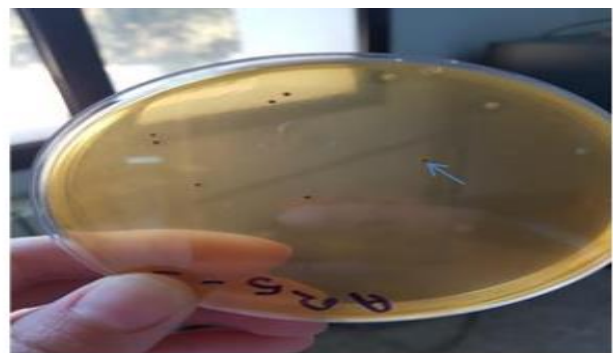
$\sum c$: Somme des colonies comptées dans deux boîtes de dilutions successives

1,1 : Constante mathématique

d : Valeur de la première dilution retenue parmi les deux boîtes



(1) : Colonie caractéristique



(2) : Colonie non caractéristique

Figure 5 : Colonies de *Staphylococcus* spp. (Photos personnelles)

a.2.2. Colonies caractéristiques (*E. coli*)

- Après identification biochimique basée sur la production de l'indole, calculer pour chaque boîte retenue le nombre "a" d'*E. coli* selon l'équation suivante :

$$a = \frac{b \times c}{A}$$

Où :

a : nombre de *E.coli* identifiées par boîte

b : nombre de colonies caractéristiques répondant au critère d'identification

C : nombre total de colonies caractéristiques sur la boîte

A : nombre de colonies caractéristiques repiquées

- Calculer, par la suite, le chiffre "N" d'*E. coli* identifiées présents dans l'échantillon à partir de deux dilutions successives à l'aide de l'équation suivante :

$$N = \frac{\sum a}{1,1 \times d}$$

Où :

N : Nombre de *E. coli* (UFC) par gramme de produit

$\sum a$: est la somme des colonies répondant au critère d'identification sur les boîtes retenues

1,1 : Constante mathématique

d : taux de dilution correspondant à la première dilution retenue

II.2.3. Identification biochimique**II.2.3.1. Recherche de l'uréase et de la production d'indole****1. Principe**

Le milieu Urée Indole est utilisé pour mettre en évidence la présence d'uréase et la production d'indole par les bactéries.

2. Procédure expérimentale

- Utiliser une anse de platine pour prélever une colonie bactérienne.
- Préparer une suspension bactérienne en ajoutant de l'urée indole, puis incubé à 37 °C pendant 24 heures.
- Après l'incubation, ajouter le réactif de Kovacs.

3. Interprétation

- Un résultat positif est caractérisé par la présence d'un anneau rouge et une coloration rouge violacée du milieu.
- Un résultat négatif est déterminé par l'absence de formation d'un anneau rouge et une coloration orange du milieu (figure 6).



(1) : Résultat négatif



(2) : Résultat positif

Figure 6 : Test de l'indole (photos personnelles).

II.2.4. Évaluation de la sensibilité aux antibiotiques des isolats

a. Principe

Pour réaliser l'antibiogramme, nous utilisons la méthode de diffusion en milieu gélosé afin d'évaluer la sensibilité des bactéries isolées aux antibiotiques. Cette méthode est conforme aux recommandations du Comité National des Normes de Laboratoire Clinique (NCCLS, 1999). Notre objectif est de déterminer les niveaux de résistance ainsi que les taux de multirésistance aux antibiotiques des isolats.

Les antibiotiques testés sont au nombre de 14 :

- Aminosides : Gentamicine (GM), Tobramycine (TOB), Amikacine (AK).
- Bêta-lactamines: Pénicilline G (P), Ampicilline (AM), Amoxicilline (AMC), Amoxicilline-acide clavulanique (AX), Ticarcilline (TC), Ticarcilline-Acide clavulanique (TTC), Imipénème (IMP).
- Cyclines : Tétracycline (TE).
- Fluoroquinolones : Ciprofloxacine (CIP).
- Macrolides : Erythromycine (E).
- Phénicolés : Chloramphénicol (C).

b. Mode opératoire

1. Préparation de l'inoculum

Après une incubation de 18 à 24 heures, des colonies bien définies sont prélevées à l'aide d'un écouvillon stérile et transférées dans 4 ml d'eau physiologique stérile à 0,9%. La turbidité de la suspension bactérienne est ensuite ajustée en la comparant au standard de turbidité McFarland égale à 0,5.

2. Ensemencement

Pour l'ensemencement, une dilution au 1/10ème de la suspension bactérienne est effectuée, suivie par la technique de l'écouvillonnage sur la gélose Mueller Hinton (figure 7) selon les étapes détaillées ci-dessous :



Figure 7: Gélose Mueller Hinton (photo personnelle)

- Immerger un écouvillon stérile dans la suspension bactérienne et le presser contre la paroi du tube pour l'essorer ;
- Ensemencer la totalité de la surface de la gélose en réalisant des stries serrées. Ce processus est répété deux fois avec des mouvements de rotation de 60 degrés de la boîte et en faisant tourner l'écouvillon sur lui-même ;
- Faire tourner l'écouvillon sur le pourtour de la gélose ;
- Fermer la boîte et laisser sécher sur la paillasse pendant 5 minutes.

3. Application des disques d'antibiotiques

Les disques d'antibiotiques à tester sont déposés sur la gélose à l'aide d'une pince stérile, en veillant à les espacer et à les positionner correctement.

4. Incubation

Les boîtes sont ensuite incubées à 37°C en condition d'aérobiose pendant 24 heures.

5. Lecture

Après incubation, le diamètre de la zone d'inhibition pour chaque antibiotique est mesuré à l'aide d'un pied à coulisse (figure 8). La sensibilité de la bactérie à chaque antibiotique est déterminée en comparant les résultats obtenus aux valeurs de diamètres critiques définies (sensible, intermédiaire, résistant) par la CA-SFM (2023).

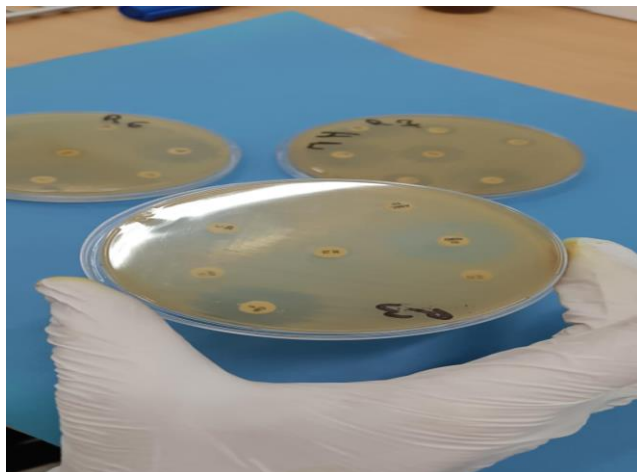


Figure 8: Lecture de l'antibiogramme (photo personnelle)

CHAPITRE II : RESULTATS**I. CHARGE MICROBIENNE GENERALE**

Les résultats de cette étude indiquent que la charge microbienne de la FAMT est la plus abondante. Elle est suivie par la charge microbienne des coliformes totaux (CTX) qui est supérieure à celle des coliformes thermotolérants (CTT). Par ailleurs, la charge microbienne de cette dernière est supérieure à celle des isolats d'*E. coli* (tableau N°4 ; figure N°2).

La charge microbienne de *Pseudomonas* (*P.* spp.) est inférieure à celle des microorganismes appartenant au groupe des coliformes. Toutefois, elle est supérieure à celle de *Staphylococcus* (*S.* spp.) (Tableau N°4 ; figure N°9).

Tableau 4 : Charge microbienne générale des coliformes totaux, coliformes thermotolérant, *S.* spp., *P.* spp. et *E. coli*

Micro-organisme	FAMT	CTX	CTT	<i>E. coli</i>	<i>P. spp</i>	<i>S. spp</i>
	UFC/g	UFC/g	UFC/g	UFC/g	UFC/g	UFC/g
Moyennes	9,61E+04	3,14E+04	2,31E+04	2,12E+04	1,90E+04	2,55E+03

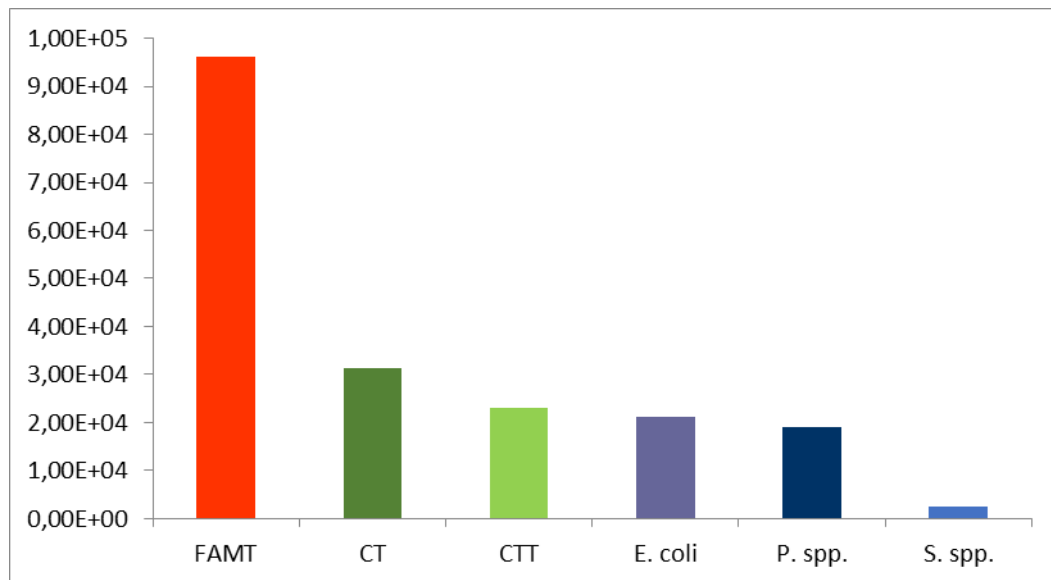


Figure 9 : Charge microbienne globale des coliformes totaux, coliformes thermotolérants, *E. coli*, *P.* spp. et *S.* spp.

II. ETUDE GENERALE DE L'ENSEMBLE DES ECHANTILLONS ANALYSES

Les résultats indiquent que pour la majorité des groupes de micro-organismes étudiés (FAMT, coliformes totaux, coliformes thermotolérants ou *S. spp*, *P.spp*, *E coli*), les charges microbiennes enregistrées après les étapes d'éviscération sont supérieures à celles d'après ressuyage.

Les résultats où la charge notée après l'étape d'éviscération est supérieure à celle d'après ressuyage concernent les groupes de micro-organismes suivants :

- FAMT : 6,84E+04 UFC/g et 4,10E+04 UFC/g avant et après ressuyage respectivement ;
- CT : 2,72E+05 UFC/g et 2,11E+05 UFC/g avant et après ressuyage respectivement ;
- CTT : 2,46E+05 UFC/g et 1,74E+05 UFC/g avant et après ressuyage respectivement ;
- *P. spp.* : 1,85E+04 UFC/g et 7,21E+03 UFC/g avant et après ressuyage respectivement ;
- *E. coli* : 2,27E+04 UFC/g et 1,96E+04 UFC/g avant et après ressuyage respectivement.

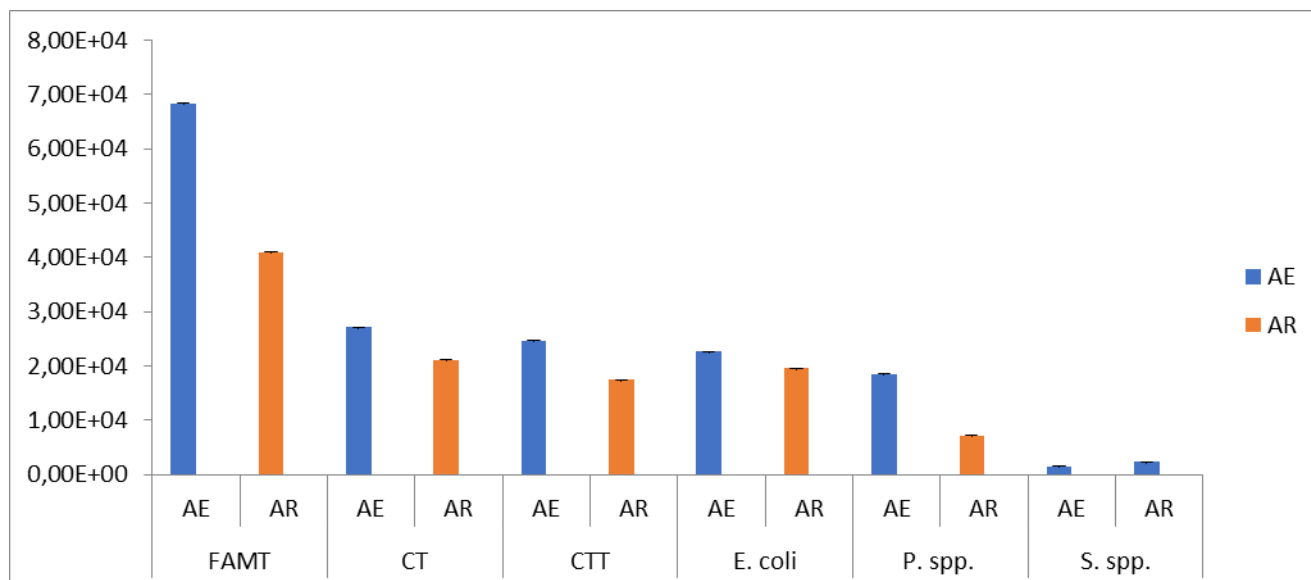
Concernant les *S. spp.*, la charge enregistrée après l'étape d'éviscération est inférieure à celle d'après ressuyage (1,52E+03 UFC/g vs 2,36E+03 UFC/g).

Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau N°5 et la figure N°10.

Tableau 5 : Etude générale des échantillons prélevés après les étapes d'éviscération et de ressuyage.

Micro-organismes	ETAPES	
	AE (M en UFC/g)	AR (M en UFC/g)
FAMT	6,84E+04	4,10E+04
CT	2,72E+05	2,11E+05
CTT	2,46E+05	1,74E+05
S. SPP.	1,52E+03	2,36E+03
P. SPP.	1,85E+04	7,21E+03
E. COLI	2,27E+04	1,96E+04

AE : après éviscération ; AR : après ressuyage ; E : puissance ; M : moyenne ; UFC : Unité Formant Colonie.

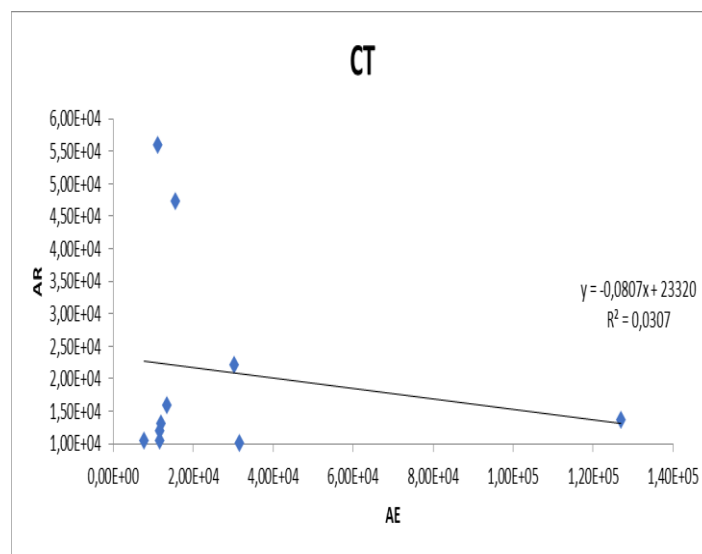
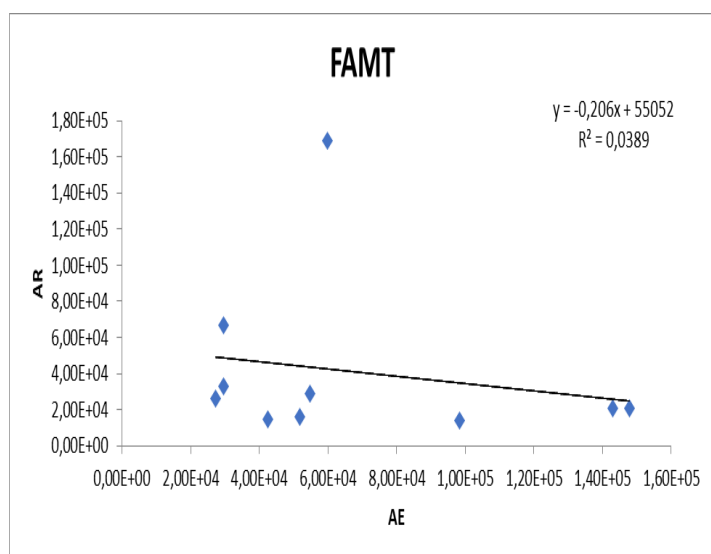


AE : après éviscération ; AR : après ressuyage ; FAMT : flore aérobie mésophile totale ; CT : coliformes totaux ; CTT : coliformes thermotolérants ; *S. spp.* : *Staphylococcus* spp.; *P. spp.* : *Pseudomonas* spp.

Figure 10: Etude générale des échantillons prélevés après les étapes d'éviscération et de ressuyage

III. Corrélations enregistrées entre les étapes d'abattage

L'étude des courbes de tendance a démontré que la corrélation était négative pour la FAMT, les coliformes thermotolérants, les coliformes totaux ainsi que les *Staphylococcus* spp. Toutefois, la corrélation était positive pour les *Pseudomonas* et *E. coli* (Figure N°11).



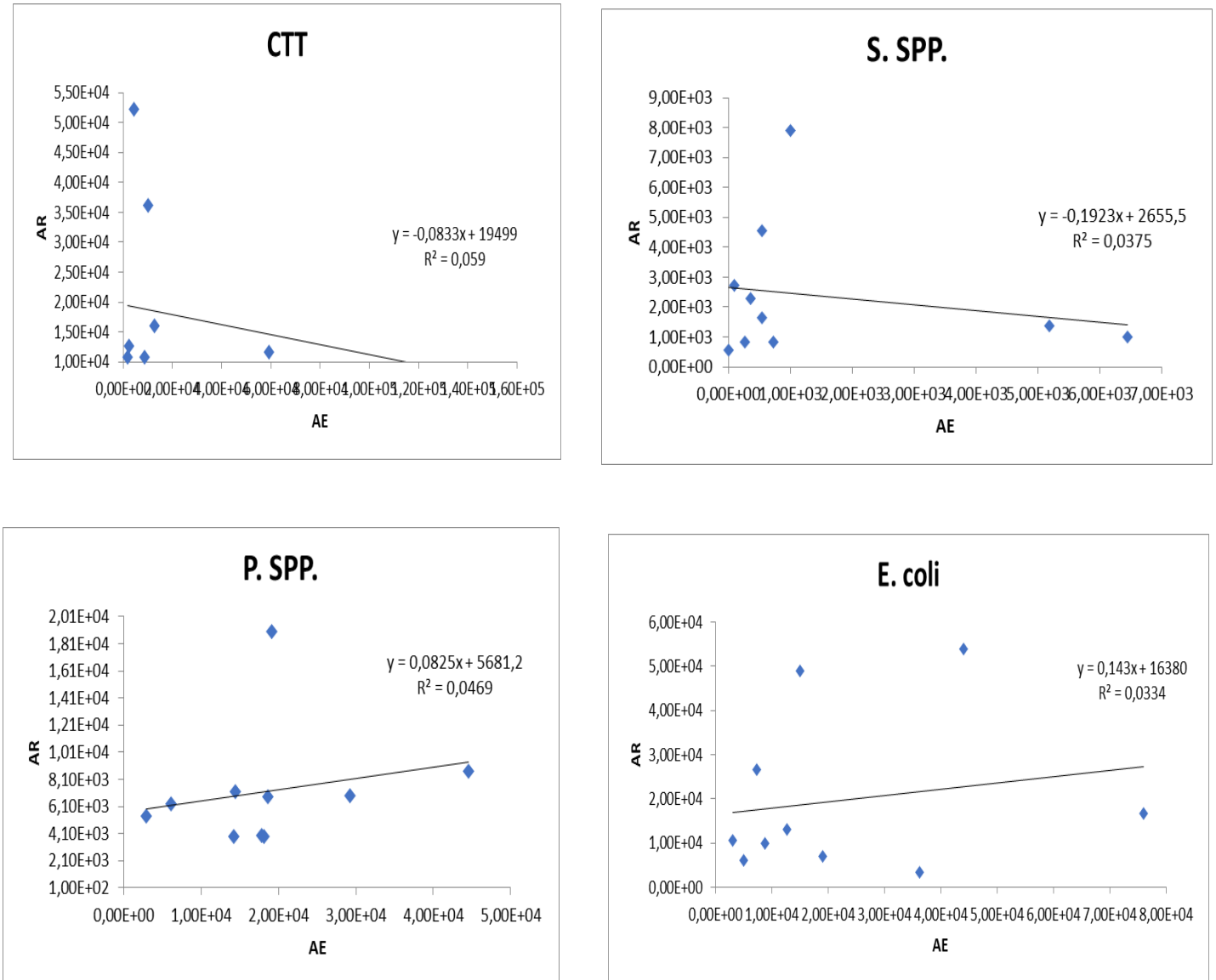


Figure 11: Corrélations enregistrées entre deux étapes d'abattage pour chaque groupe de micro-organismes étudié

IV. Étude de sensibilité aux antibiotiques des isolats

IV.1. Taux de sensibilité aux antibiotiques des isolats d'entérobactéries

IV.1.1. Antibiotiques testés

L'étude de la sensibilité aux antibiotiques révèle l'existence d'isolats (N=10) aussi bien sensibles que résistants aux 7 antibiotiques testés (Tableau N°6 ; Figure 12).

Les résultats de l'antibiogramme indiquent que :

- 100 % des isolats sont résistants à l'ampicilline,

- 90% des isolats sont résistants à l'amoxicilline-acide clavulanique, à l'amoxicilline et à la tétracycline,
- 60% des isolats sont résistants à la ciprofloxacine,
- 50% des isolats sont résistants au chloramphénicol,
- Aucune résistance (0%) vis-à-vis de la gentamicine n'a été enregistrée.

Les différents résultats obtenus sont notés dans le tableau N°06 et présentés par la figure N°12.

Tableau 6 : Taux de résistance aux antibiotiques des isolats d'entérobactéries en fonction de l'antibiotique testé

TE	C	GEN	CIP	AX	AM	AMC
%	%	%	%	%	%	%
90	50	0,00	60	90	100	90

TE : Tétracycline ; C : Chloramphénicol ; GEN : Gentamicine ; CIP : Ciprofloxacine, AMC : Amoxicilline, AM : Ampicilline, AX : Amoxicilline-acide clavulanique

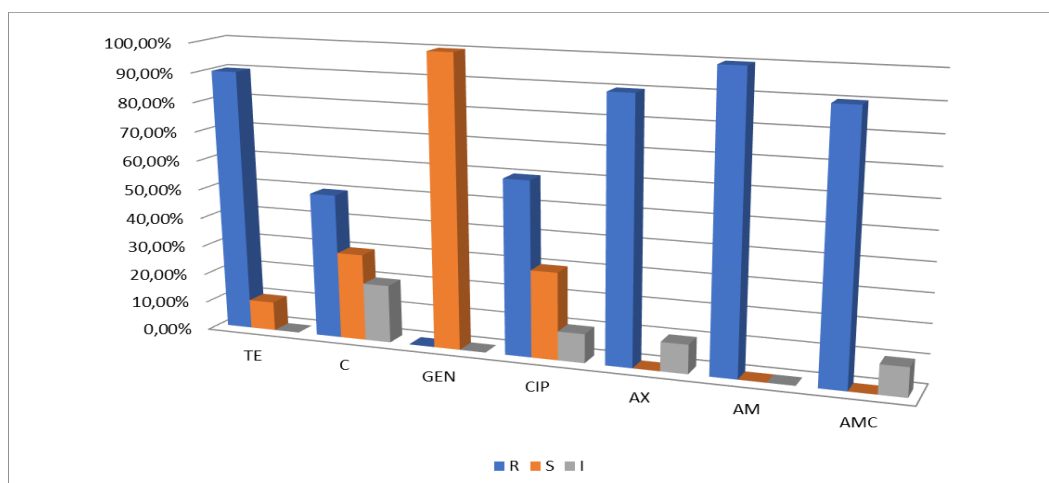


Figure 12 : Taux de sensibilité aux antibiotiques des isolats d'entérobactéries en fonction de l'antibiotique testé

IV.2. Taux de sensibilité aux antibiotiques des isolats de staphylocoques

II.2.1. Antibiotiques testés

L'étude de la sensibilité aux antibiotiques révèle l'existence d'isolats (N=10) aussi bien sensibles que résistants aux 7 disques d'antibiotique testés (Tableau N°7, Figure N°13).

Les résultats de l'antibiogramme indiquent que :

- 100% des isolats sont résistants à la pénicilline, à l'érythromycine et à la ciprofloxacine,
- 90% des isolats sont résistants à la tétracycline,
- 50% des isolats sont résistants à la tobramycine,
- 10% des isolats sont résistants au chloromphenicol,
- Aucune résistance (0%) vis-à-vis de la gentamicine n'a été enregistrée.

Les différents résultats obtenus sont notés dans le tableau N°7 et présentés par la figure N°13.

Tableau 7 : Taux de résistance aux antibiotiques des isolats de staphylocoques en fonction de l'antibiotique testé

TE	C	TOB	GEN	CIP	E	P
%	%	%	%	%	%	%
90,00	10,00	50,00	0,00	100,00	100,00	100,00

TE : Tétracycline ; C : Chloramphénicol ; TOB : Tobramycine ; GEN : Gentamicine ; CIP : Ciprofloxacine, E : Erythromycine, P : Pénicilline

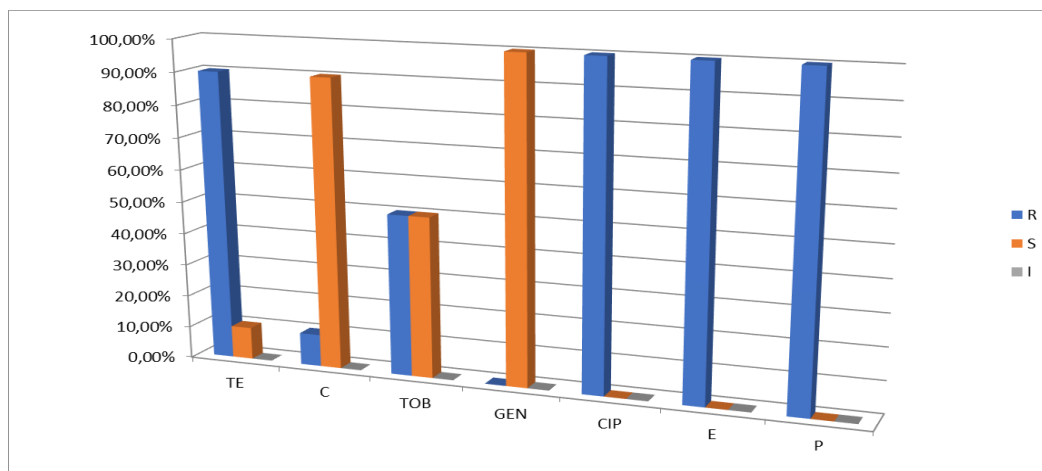


Figure 13 : Taux de résistance aux antibiotiques des isolats de staphylocoques en fonction de l'antibiotique testé

IV.3. Taux de sensibilité aux antibiotiques des isolats de *Pseudomonas* spp.

IV.3.1. Antibiotiques testés

L'étude de la sensibilité aux antibiotiques révèle l'existence d'isolats (N=8) aussi bien sensibles que résistants aux 5 disques d'antibiotique testés (Tableau N°8, Figure N°14).

Les résultats de l'antibiogramme indiquent que :

- 100% des isolats sont résistants à la ticarcilline,
- 12.5 % des isolats sont résistants à l'amoxicilline-acide clavulanique
- Aucune résistance (0%) vis-à-vis et de la tobramycine, l'imipénem et l'amikacine n'a été enregistrée.

Les différents résultats obtenus sont notés dans le tableau N°8 et présentés par la figure N°14.

Tableau 8 : Taux de résistance aux antibiotiques des isolats de *Pseudomonas* spp. en fonction de l'antibiotique testé

TOB	IMP	TC	TTC	AK
%	%	%	%	%
0,00	0,00	100,00	12,5	0,00

TOB : Tobramycine ; TC : Ticarcilline ; AK : Amikacine ; TTC : Acide clavulanique ; IMP : Imipénème

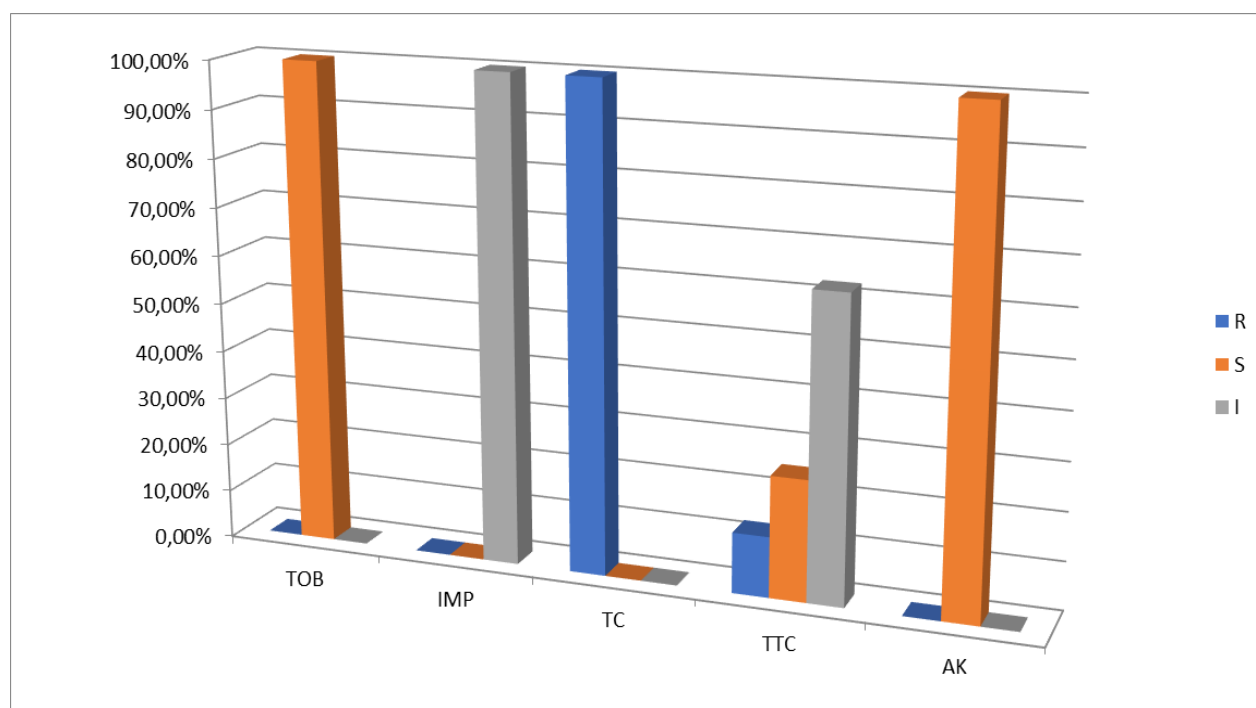


Figure 14 : Taux de résistance aux antibiotiques des isolats de *Pseudomonas* spp. en fonction de l'antibiotique testé

CHAPITRE III : DISCUSSION

I. TAUX DE CONTAMINATION DES PEAUX DE COU DE POULETS DE CHAIR PAR LES DIFFERENTS MICRO-ORGANISMES RECHERCHÉS

La contamination des peaux de cou des carcasses par ces différents micro-organismes pourrait avoir lieu à différentes étapes de l'abattage des carcasses de poulets de chair, à savoir la plumaison, l'échaudage et l'éviscération.

Lors de l'échaudage, la contamination de l'eau peut avoir différentes origines telles que le mauvais nettoyage et désinfection des bacs d'échaudage, le plumage des animaux, les fientes ainsi que les pattes des carcasses échaudées (TALL, 2003).

Pendant la plumaison, il y a généralement une augmentation de la contamination des carcasses du fait de l'humidité qui est relativement élevée. A ce stade, les doigts de la plumeuse entraînent un transfert de la contamination des plumes vers les follicules plumeux et la surface de la peau (TALL, 2003).

Enfin, l'éviscération peut engendrer des contaminations d'origine fécale à la surface des carcasses du fait d'un mauvais réglage des machines et d'une hétérogénéité dans la taille des animaux ; ce qui peut entraîner une rupture de l'intestin. Il ne faut pas oublier que la contamination des carcasses par l'intermédiaire des mains des opérateurs peut également avoir lieu (JOUVE, 1996).

I.1. FAMT

Étant donné que la FAMT est un indicateur général des mauvaises pratiques dans un établissement (MAPAQ, 2019), plusieurs facteurs ont dû participer à l'augmentation de la charge microbienne de cette flore avant réfrigération des carcasses.

Parmi les facteurs observés, on peut citer :

- Le non-respect des règles d'hygiène corporelle, vestimentaire et comportementale du personnel.
- La contamination provenant d'autres sources potentielles telles que l'air, l'eau et les outils utilisés lors de la saignée, la plumaison, l'échaudage et l'éviscération.

I.2. Coliformes totaux et thermotolérants

Parmi les coliformes totaux, il existe un sous-groupe de bactéries nommé coliformes thermotolérants, qui inclut l'espèce *Escherichia coli* (MAPAQ, 2019). Ce groupe présente les mêmes caractéristiques que les coliformes totaux, après incubation à 44°C. Ce sont en outre des microorganismes témoins d'une contamination fécale lorsque cette population microbienne est représentée par *E. coli* (HACHICH *et al.*, 2012). Même si le groupe des coliformes thermotolérants ne figure pas parmi les indicateurs d'hygiène des procédés (ANSES, 2008), à l'instar du groupe des coliformes totaux, le groupe de coliformes thermotolérants est aussi constitué de bactéries que l'on trouve dans l'intestin mais aussi dans d'autres environnements (ANONYME, 2021). Ainsi, différentes sources de contamination d'origine fécale ou environnementale avant le ressuyage des carcasses auraient contribué à l'augmentation de la charge microbienne non seulement des coliformes totaux, mais aussi des coliformes thermotolérants.

I.3. *E. coli*

La présence d'*E. coli* avec une charge microbienne de $2.12E+04$ UFC/cm² indique une contamination fécale des carcasses. *E. coli* est le meilleur indicateur d'une contamination d'origine fécale, puisqu'elle est présente dans le tube digestif des animaux et de l'homme et qu'elle est le seul membre du groupe des coliformes à être exclusivement d'origine fécale. Néanmoins, son absence n'est pas une assurance absolue de l'absence de microorganismes entériques pathogènes tels que *Salmonella* et *Norovirus* (MAPAQ, 2019).

II.1.4. *Staphylococcus* spp.

La charge microbienne de *Staphylococcus* spp. ($2.55E+03$ UFC/cm²) fait partie des charges les plus élevées qui ont été enregistrées au cours de cette étude. Ces microorganismes peuvent être d'origine endogène (germe commensal de la flore cutanée des animaux). Ils peuvent également avoir une origine exogène apportée par le principal site de contamination des mains qui est le bout des ongles chez l'homme. Ce dernier peut contaminer les carcasses à chaque fois qu'il y a un contact direct entre l'homme et la carcasse (SALIFOU *et al.*, 2013).

II.1.5. *Pseudomonas* spp.

Pseudomonas spp. fait partie des bactéries que l'on retrouve dans la chaîne d'abattage. Toutefois, ce sont les chambres froides qui constituent une source permanente de contamination des viandes

(ANSES, 2008) ; d'où la charge enregistrée pour les carcasses ($7,21E+03$ UFC/cm²). Il est également considéré comme étant un germe ubiquiste pouvant vivre dans des niches écologiques très diverses avec une multiplication parmi les plus rapides (ANSES, 2008 ; SALIFOU *et al.*, 2013).

V. ETUDE DE LA SENSIBILITE AUX ANTIBIOTIQUES DES SOUCHES ISOLEES

Il a été prouvé que l'utilisation des antibiotiques est le facteur de risque le plus important dans le développement de la résistance bactérienne (CARLE, 2009). En effet, la relation entre l'usage des antibiotiques en médecine vétérinaire et la présence de bactéries résistantes chez les animaux a fait l'objet de différents types d'études qui ont démontré l'impact des traitements antibiotiques sur le taux de résistance et la probabilité d'isoler des souches résistantes au sein d'espèces bactériennes commensales intestinales (*E. coli*, *Enterococcus* spp., *Campylobacter*, etc.) (ANSES (ex-AFSSA), 2006).

Une mauvaise utilisation des antibiotiques accélère dangereusement le phénomène de la sélection de bactéries résistantes. En effet, un traitement préventif ou trop tardif, une posologie trop faible, un spectre non adapté aux germes ciblés ou un arrêt précoce du traitement sont autant de pratiques qui sélectionnent des souches résistantes. Par ailleurs, bien que c'est interdit, l'utilisation d'antibiotiques comme promoteurs de croissance nécessite de donner des antibiotiques à faibles doses (doses subthérapeutiques), pendant de longues périodes et par voie orale. Or, il a été prouvé que ces trois critères favorisent la sélection de résistances (COUSTÈS, 2016).

L'usage abusif des antibiotiques exerce une pression sur les micro-organismes, qui développent de la résistance par plusieurs mécanismes, dont l'inhibition enzymatique, la réduction de la perméabilité cellulaire, l'altération des sites de liaison ciblés par l'antibiotique et la production de pompes à efflux. La résistance se développe selon les différentes étapes. À la suite de l'émergence de micro-organismes résistants, nous observons l'élimination graduelle de la flore normale sensible au médicament et la colonisation par des micro-organismes résistants (CARLE, 2009).

Il a été démontré que l'arrêt de l'utilisation d'un antibiotique diminue les résistances bactériennes à cet antibiotique mais la disparition totale semble utopique (COUSTÈS, 2016).

CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS

Ce travail a révélé une contamination significative des carcasses de poulets de chair par des bactéries indicatrices (FAMT, coliformes, *E. coli*, *Staphylococcus* spp. et *Pseudomonas* spp.), avec une charge plus élevée après éviscération qu'après ressuage. Cette évolution démontre que certaines étapes comme l'échaudage, la plumaison et surtout l'éviscération favorisent la contamination fécale ou croisée par contact avec du matériel souillé.

L'ensemble des échantillons analysés était contaminé par au moins un des germes recherchés. La flore aérobie mésophile totale s'est révélée être la plus prédominante, avec une charge moyenne de $9,61E+04$ UFC/cm², suivie par les entérobactéries ($3,14E+04$ UFC/cm²), les coliformes thermotolérants ($2,31E+04$ UFC/cm²), et *Pseudomonas* spp. ($1,90E+04$ UFC/cm²), *Staphylococcus* spp ($2,55E+03$ UFC/cm²). La bactérie *E. coli* a été détectée dans 100% des échantillons (20/20), soulignant une contamination fécale fréquente des carcasses.

L'étude de la sensibilité aux antibiotiques a révélé que l'ensemble des isolats appartenant à la famille des entérobactéries sont résistants à l'ampicilline, (100%), la majorité sont résistants à la tétracycline (90%), et à l'amoxicilline (90%). Plus de la moitié des isolats sont résistants à la ciprofloxacine (60%).

Les staphylocoques, quant à eux, sont fortement résistants à la pénicilline, à l'érythromycine, à la ciproflaxine (100%), et à la tétracycline (90%). Par ailleurs, la moitié des isolats sont résistants à la tobramicycine (50%) et de faibles taux de résistances à la ciprofloxacine (10%) sont par contre notés.

Concernant les isolats de *Pseudomonas* spp. de forts taux de résistance à l'égard de la ticarcilline (100%), et de faibles taux de résistance pour l'acide clavulanique (12,5%) sont enregistrés. Ces résultats pourraient être, entre autres, associés à une utilisation inappropriée des antibiotiques testés. D'autre part, tous les profils de résistance notés pour les isolats d'entérobactéries et de staphylocoques comprennent de la tétracycline, ce qui indique que cet antibiotique est fortement utile dans nos élevages

L'utilisation des antibiotiques d'une façon anarchique représente un grand danger sur la santé publique.

Pour cela, nous recommandons d'instaurer les mesures suivantes :

- Sensibiliser et former les vétérinaires, les éleveurs et techniciens aux risques liés à l'antibiorésistance ;
- Promouvoir les bonnes pratiques d'hygiène et d'asepsie en élevage pour limiter les risques d'infection ;

- Utiliser les agents antimicrobiens de façon responsable et prudente en médecine vétérinaire ;
- Élaborer un suivi de la résistance aux antibiotiques en médecine humaine afin de participer à assurer la maîtrise de l'antibiorésistance ;
- Actualiser régulièrement les données du réseau de surveillance de la résistance aux antibiotiques.

Pour les locaux :

- Utiliser un détergent autorisé en agro-alimentaire et un désinfectant homologué ;
- Tremper régulièrement le sécateur dans le stérilisateur pendant l'abattage
- Effectuer toutes les opérations animales suspendus ;
- Eviter au maximum l'éviscération sur les tables ;
- Tremper régulièrement les couteaux en rotation dans un stérilisateur (chaque couteau est stérilisé régulièrement).

Pour l'animal :

- Eviter le stress. Faire attention au réglage de l'appareil d'anesthésie : tension et fréquence dans le cas de l'électro-anesthésie ;
- L'oiseau doit être accroché par les pattes à un système d'accrochage fixe ;
- Evacuation rapide des viscères ;
- Si rupture du tube digestif provoquant une souillure, prévoir lavage de l'intérieur de la carcasse ;
- La plumaison doit être réalisée avec le plus grand soin ; les plumes souillées restantes sont autant de facteurs de risques de contamination ;
- Contrôler les carcasses après plumaison et changer les doigts abîmés de la plumeuse ;
- Le nettoyage et la désinfection de la plumeuse après la finition doit se faire mécaniquement avec une épileuse, un couteau ou à la main. Il faut par ailleurs, éviter l'utilisation de chiffons ;
- Contrôle de la température des carcasses à la sortie du ressuyage.

Pour le personnel :

- Insister sur l'hygiène des mains. Pour cela, il faut avoir un lave-mains à commande non manuelle à proximité immédiate du poste de travail ;
- Insister sur le nettoyage et désinfection des couteaux, gants et tabliers avec un procédé efficace.

Liste des références bibliographiques

- ABRAHAM EP., CHAIN E., 1940.** An enzyme from bacteria able to destroy penicillin. Nature. Letters to the Editors. 146 : 837.
- AFSSA (ANSES) 2009.** Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments. AVIS sur la mise en place d'un plan de surveillance sur les carcasses de volailles portant sur les critères indicateurs d'hygiène du procédé d'abattage.
- AFSSA (ANSES) 2009.** Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments. AVIS sur la mise en place d'un plan de surveillance sur les carcasses de volailles portant sur les critères indicateurs d'hygiène du procédé d'abattage.
- Algérienne relatif aux normes microbiologiques auxquelles doivent répondre les denrées alimentaires
- ALLOUI N. ET GUERGUEB N. ET AYACHI A., 2013.** Relation entre les pratiques d'hygiènes, d'abattage et la contamination bactérienne des carcasses de poulets dans la région de Biskra (Algérie). LESPA-ISVA, Université de Batna Hadj-Lakhdar, Batna.
- ANSES, 2006.** Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'Alimentation, de l'Environnement et du Travail. Maisons-Alfort : ANSES ; 2006.
- ANSES, 2008.** Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail. Table CIQUAL 2008 – Composition nutritionnelle des aliments. Maisons-Alfort : ANSES ; 2008. Disponible à : site internet ANSES
- CISSE MM., 1996.** Qualité bactériologique des carcasses de volailles préparées dans un abattoir moderne au Sénégal Université Cheikh Anta Diop-Dakar École inter-Etats Des Science et Médecine Vétérinaires. P 1-158.
- Codex Alimentarius, 2005.** Code d'usages en matière d'hygiène pour la viande (CAC/RCP 58-2005). Deuxième édition, Rome, 2009.
- DELERY L., 1999.** Antibiorésistance bactérienne dans l'eau : problématique de la transmission de l'animal à l'homme. LERES : ENSP de Rennes. 57p.
- DROMIGNY E., 2012.** Les critères microbiologiques des denrées alimentaires. 2^{ème} édition 2012. Tec & Doc – Lavoisier. P 1-156.
- DSVS, 2014.** Direction des Services Vétérinaires de Sénégal. Guide de bonnes pratiques d'hygiène pour les viandes de volailles au Sénégal.
- FAO, 2018.** Food and Agriculture organisation. Production et santé animal. Département de l'agriculture et de la production des consommateurs. P 1. Lien internet consulté en janvier 2025. <http://www.fao.org/ag/againfo/themes/fr/meat/s/aughtering.html>

- FEDERIGHI, 2005.** Bactériologie alimentaire. Compendium d'hygiène des aliments. 2^{ème} édition Economica. P 1-29.
- FERNANDEZ-LOPEZ J., SENDRA-NADAL E., SAYAS-BARBERA E, 2010.**Slaughtering equipment and operations. "*In SADJI SARA et SERBOUH LETICIA*" : suivi sanitaire du processus de production des viandes blanches dans deux établissements d'abattage. Mémoire de fin d'étude. Ecole Nationale Supérieure vétérinaire.
- FRANÇOIS P. ET SERGE K. 1992.** Pharmacologie et thérapeutique. Edition, le moniteur des pharmacies. Pp 320.
- Hachich, M. E., Bari, M. D., Christ, A. P. G., Lamparelli, C. C., Ramos, S. S., & Sato, M. I. Z. (2012).** Comparison of Thermotolerant Coliforms and Escherichia coli Densities in Freshwater Bodies. Brazilian Journal of Microbiology, 43, 675–681. <https://doi.org/10.1590/S1517-83822012000200032>
- INSPQ, 2003.** Institut national de santé publique du Québec, Mai 2003 : Fiche des coliformes totaux. Pp 01-02. Consulté le 1/12/2024). <http://www.inspq.qc.ca/PDF/publications/198-CartableEau/ColiformesTotaux.pdf>
- JORA, 1995.** Journal international en 1995 du Journal Officiel de la République
- JORF, 2008.** Arrête du 10 Octobre 2008 pris pour l'application des articles D.654-3 à D.654-5 du code rural (Journal officiel de la république française) et relatif aux règles sanitaires applicables aux établissements d'abattage de volailles et de lagomorphes non agréés.
- JORT, 1996.** Journal officiel de la république Tunisienne N°68 du 23 Aout 1996 relatif aux normes d'hygiène et à l'inspection sanitaire vétérinaire dans les établissements industriels d'abattage et de découpe de volailles.
- JOUE J.L. 1996.** La qualité microbiologique des aliments : Maitrise et critères. 2^{ème}édition. Polytechnica. P 104, 158, 235, 248, 249, 253, 345, 346, 353.
- JOUE JL, 1996.**la qualité microbiologique des aliments : maitrise et critères 2eme édition. Polytechnica: Paris. Pp 251-256.
- LEYRAL G., VIERLING E., 1997.** Microbiologie et toxicologie des aliments : hygiène et sécurité alimentaire. 2^{ème} édition. Dion-canope-CRDP académie. P 265.
- MAPAQ, 2022.** Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation. Manuel des méthodes d'inspection des abattoirs : Québec, Pp319. Microbiologiques de la sécurité et de la qualité des aliments. Tome I. Éditions Lavoisier
- NAUCIEL C., VILDE J-L., 2005.** Bactériologie médicale 2^{ème} édition. Elsevier Masson. Pp 198.
- NCCLS, 1999.** National Committee for Clinical Laboratory Standards. Performance Standards for Antimicrobial Disk Susceptibility Tests. 6 -ème édition. Approved Standard M2-A6. NCCLS, Wayne, Pennsylvania, USA, 1999.

- PEYRAT M.B., 2008.** Etude de l'influence du nettoyage et de la désinfection et des procédés d'abattage en abattoir de volailles sur le niveau de résistance aux antibiotiques des *Campylobacter*. Thèse de docteur de l'université de Rennes. Université de Rennes 1. France. Pp : 38, 40, 41 62.
- Roble, S. M., Carle, F. L., & Flint, O. S. (2009).** Dragonflies and Damselflies (Odonata) of the Laurel Fork Recreation Area, George Washington National Forest, Highland County, Virginia : Possible evidence for Climate Change. In S. M. Roble & J. C. Mitchell (Éds.), A lifetime of contributions to Myriapodology and the Natural History of Virginia (pp. 365–399). Virginia Museum of Natural History Special Publication No. 16, Martinsville, VA.
- Salifou, C. F. A., Boko, K. C., Ahounou, G. S., Tougan, P. U., Kassa, S. K., Houaga, I., Farougou, S., Mensah, G. A., Clinquart, A., & Youssao, A. K. I. (2013).** Diversité de la microflore initiale de la viande et sécurité sanitaire des consommateurs. International Journal of Biological and Chemical Sciences, 7(3), 1351–1369. <https://doi.org/10.4314/ijbcs.v7i3.41>
- SIAT, 2006.** Ouvrage. Edition du salon international à l'investissement agricole.
- STOR K. ET MESLIN F.X. 1998.** Des antimicrobiens pour les animaux de boucherie. Santé du monde. N°4. 12P.
- SUTRA L., FEDERIGHI M., JOUVE JL., 1998.** Manuel de bactériologie alimentaire. 1^{ère} édition. Polytechnica. P 1- 307.
- TALBERT M., WILLOQUET G. ET GERVAIS R. 2009.** Le guide de pharmaco-clinique. Édition le moniteur des pharmacies. Paris. Pp. 654-665.
- TALL F., 2003.** Qualité bactériologique de la viande de poulet de chair au Sénégal incidences conditions d'élevage et d'abattage des volailles. Ecole Inter Etas Des Sciences et Médecine Vétérinaire (EISMV).
- TALL F., 2003.** Qualité bactériologique de la viande de poulet de chair au Sénégal incidences conditions d'élevage et d'abattage des volailles. Ecole Inter Etas Des Sciences et Médecine Vétérinaire (EISMV).
- YALA D., MERAD A.S., MOHAMED D ET OUAR KORICH M.N. 2001.** Classification et mode d'action des antibiotiques. Médecine du Magreb 2001. N° 91. P5.