

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE**

**Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique**

**Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou**

**Faculté des sciences biologiques et des sciences agronomiques**

**Département des sciences alimentaires**

## **Mémoire de fin de cycle**

**En vue de l'obtention du diplôme de Master en sciences alimentaires**

**Spécialité : Agro-alimentaire et contrôle de qualité**

### **Thème**

**Étude de la qualité sanitaire de la viande de poulet  
commercialisée à Tizi Ouzou**

**Présenté par : M<sup>elle</sup> MEBARKI Katia**

**M<sup>elle</sup> MEDJBOUR Rina**

**Soutenu le 24/09/2025**

**Devant le jury composé de :**

**Président : M. SADOUDI R.**

**Maitre de conférences classe A (UMMTO)**

**Examinatrice : M<sup>me</sup> REMANE Y.**

**Maitre de conférences classe B (UMMTO)**

**Promoteur : M. MSELA A.**

**Maitre de conférences classe B (UMMTO)**

**Co-promotrice : M<sup>me</sup> LAMMI S.**

**Maitre de conférences classe B (UMMTO)**

**Année universitaire 2024/2025**



# *Remerciements*

*Avant tout, on tient à exprimer nos remerciements les plus sincères d'abord au « **Bon DIEU** » le Tout-Puissant, de nous avoir donné la force, le courage et les moyens pour accomplir ce travail.*

*Avec beaucoup de respect, on s'adresse nos remerciements les plus dévoués à **M. MSELA A.**, notre encadreur pour la qualité de son encadrement, sa confiance, sa gentillesse, son aide, ses conseils précieux qui ont été pour nous une aide inestimable, merci profondément pour le temps consacré.*

*Nous remercions **Mme LAMMI S.**, qui a bien voulu co-encadrer ce mémoire. Merci pour votre temps et votre bienveillance.*

*Nous tenons à remercier*

***M. SADOUDI R.**, pour l'honneur qu'il nous fait en acceptant de présider le jury de soutenance, ainsi que pour l'intérêt qu'il a porté à notre travail.*

***M<sup>me</sup> REMANE Y.**, qui nous fait l'honneur de juger ce travail, on vous adresse l'expression de notre sincère reconnaissance.*

*On s'adresse également nos sincères remerciements à tous nos enseignants qui nous ont donné les bases de la science.*

*Un grand merci à toutes les personnes ayant participé de près ou de loin à notre formation et à tous ceux qui nous ont apporté leur soutien et leurs encouragements durant la réalisation de ce travail.*

2025

# Dédicace

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

Avant toute chose, tous les remerciements et toute la gratitude reviennent à **ALLAH** qui m'a accordé la santé, la patience et la persévérance pour réaliser ce travail.

**ALHAMDOULILAH** pour chaque étape franchie, chaque difficulté surmontée et chaque bienfait reçu par Sa grâce.

Je dédie ce mémoire avec tout mon amour et ma profonde reconnaissance à **MES PARENTS** bien-aimés Vous êtes la source de ma force et de mon courage. À toi, **MAMAN**, pour ton amour infini, tes sacrifices silencieux, ton soutien constant, et tes prières qui m'accompagnent chaque jour. À toi, **PAPA**, pour ton soutien constant et tes efforts sans relâche. « Qu'Allah vous protège, vous récompense et vous accorde une longue vie pleine de sérénité et de joie. »

Je tiens à exprimer tout mon amour et ma reconnaissance à **mon grand-père, AREZKI**, véritable lumière et guide dans ma vie pour sa sagesse et son affection « Qu'Allah illumine tes jours et t'accorde Sa miséricorde et Sa protection. »

Mes pensées les plus affectueuses vont également à **mes deux sœurs adorées**, que j'aime profondément et qui sont une source de joie et de motivation, pour leur présence et leur affection qui embellissent ma vie. « Qu'Allah vous préserve, vous comble de bonheur et vous accorde la réussite dans tout ce que vous entreprendrez »

Je remercie les familles **MEDJBOUR, HADDOU, ZOURDANI, MOULA et BOUIZAR** : mes tantes et leurs époux, mes oncles et leurs épouses, mes cousins et cousines, pour leur soutien moral et leurs encouragements.

Je souhaite remercier particulièrement mon binôme **KATIA**, pour le travail collectif et les efforts partagés tout au long de ce parcours, ainsi que sa famille, **sa maman, son papa et ses sœurs**, pour leur soutien et leur bienveillance.

Mes remerciements sincères vont à **mon promoteur M. MSELA**, pour son encadrement, son accompagnement, sa patience, ses conseils et sa disponibilité qui ont enrichi ce travail.

Je dédie également ce mémoire à **tous mes amis de la promotion M2 Agroalimentaire Contrôle Qualité**, avec qui j'ai partagé des moments inoubliables, des efforts communs et de belles réussites. En particulier à **mes amies DEHBIA F et DEHBIA O**, pour leur amitié sincère et leurs encouragements constants.

Rina



2025

# Dédicace

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

*Je voudrais tout d'abord adresser mes plus profonds remerciements et ma gratitude infinie au **Bon Dieu, Allah** Tout-Puissant. C'est par Sa grâce et Sa miséricorde que j'ai trouvé la force, la patience et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce travail. Qu'Il continue de m'accorder Son aide et de guider mes pas vers ce qui est juste et bénéfique.*

*Aux personnes les plus précieuses de mon cœur...*

*À ma chère mère,*

*Toi, mon paradis sur terre, la chaleur de mes jours, celle qui a supporté, veillé, prié et encouragé. Ta présence est la lumière qui éclaire mes chemins et m'offre la sérénité.*

*À mon cher père,*

*Toi, ma force et mon pilier, celui qui a enduré, soutenu et qui est toujours à mes côtés. Avec toi, je trouve la sécurité et le courage pour affronter les épreuves de la vie.*

*Après Dieu, je vous dois le mérite. Je vous porte un amour éternel, une fierté inépuisable et une gratitude infinie.*

*À mes sœurs adorées,*

*Vous êtes mes meilleurs accompagnes et les cœurs les plus sincères. Vous avez été mon refuge lorsque le monde semblait étroit. Vos sourires m'ont donné la force d'avancer, et votre affection m'a offert la sérénité. Je vous dédie tout mon amour, ma tendresse et mon estime.*

*Je tiens aussi à adresser mes remerciements les plus sincères à mon binôme **Rina**, pour sa collaboration précieuse, son engagement constant et sa disponibilité tout au long de ce travail. Ma gratitude s'étend également à sa famille, pour leur soutien et leur bienveillance.*

*Je souhaite également adresser ma profonde gratitude à Monsieur **MSELA**, mon encadrant, pour ses précieux conseils, sa disponibilité et sa patience. Ses orientations ont été d'une aide inestimable tout au long de ce parcours.*

*Je souhaite adresser mes sincères remerciements à toutes les personnes qui, par leur soutien, leurs encouragements et leur présence, ont contribué de près ou de loin à l'accomplissement de ce travail.*

*Katia*

2025



La viande de poulet constitue aujourd'hui l'une des principales sources de protéines animales les plus consommées à l'échelle mondiale. Cependant, derrière cet engouement mondial se cachent des défis sanitaires majeurs.

Cette étude vise à évaluer les risques sanitaires liés à la consommation de poulet dans la wilaya de Tizi-Ouzou, en analysant la qualité sanitaire d'échantillons prélevés dans différents points de vente, vingt échantillons de viande de poulet cru ont été prélevés à différents moments de la journée (9 échantillons à 8 h et 11 à 17 h), dont voici les principaux résultats :

80 % des échantillons sont conformes aux normes de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) et 90 % pour les coliformes fécaux (CF), avec une absence de *Salmonella spp* et de biofilm.

Cependant, la présence de pathogènes (*E. coli* et *S. aureus* dans 20 % des échantillons) et surtout la détection de résidus d'antibiotiques dans 85 % des échantillons soulèvent des préoccupations sanitaires importantes.

L'étude a également démontré que les paramètres organoleptiques, bien qu'indicatifs de la fraîcheur, ne suffisent pas à garantir l'innocuité des produits.

Enfin, cette étude révèle une contamination préoccupante par les résidus d'antibiotiques, posant un risque pour la santé des consommateurs et favorisant ainsi l'antibiorésistance.

Donc, il est urgent de renforcer les contrôles sur l'usage des antibiotiques dans les élevages, d'améliorer les pratiques d'hygiène tout au long de la filière et de mettre en place un système de surveillance régulier de la qualité du poulet dans la région.

Mots-clés : qualité sanitaire, Tizi-Ouzou, *E. coli*, *S. aureus*, résidus d'antibiotiques, antibiorésistance.

Chicken meat is today one of the most consumed animal proteins on a global scale. However, behind this global enthusiasm lie major health challenges.

This study aims to evaluate the health risks related to chicken consumption in the wilaya of Tizi-Ouzou, by analyzing the sanitary quality of samples taken from different sales outlets, twenty raw chicken meat samples were collected at different times of the day (9 samples at 8 a.m. and 11 at 5 p.m.), of which the main results are as follows:

80% of the samples comply with the standards for total aerobic mesophilic flora (TAMF) and 90% for fecal coliforms (FC), with an absence of *Salmonella spp* and biofilm.

However, the presence of pathogens (*E. coli* and *S. aureus* in 20% of samples) and especially the detection of antibiotic residues in 85% of samples raise significant health concerns.

The study also demonstrated that organoleptic parameters, although indicative of freshness, are not sufficient to guarantee product safety.

Finally, this study reveals a worrying contamination by antibiotic residues, posing a risk to the health of consumers and thus promoting antimicrobial resistance.

Therefore, it is urgent to strengthen the controls on the use of antibiotics in farms, to improve hygiene practices throughout the chain and to establish a regular monitoring system for chicken quality in the region.

**Keywords :** health quality, Tizi-Ouzou, *E. coli*, *S. aureus*, antibiotic residues, antimicrobial resistance.

يعد لحم الدجاج اليوم أحد البروتينات الحيوانية الأكثر استهلاكًا على نطاق عالمي. ومع ذلك، وراء هذا الحماس العالمي تكمن تحديات صحية كبرى.

تهدف هذه الدراسة إلى تقييم المخاطر الصحية المرتبطة باستهلاك الدجاج في ولاية تيزي وزو، من خلال تحليل الجودة الصحية للعينات المأخوذة من منافذ البيع المختلفة، وتم جمع عشرين عينة من لحوم الدجاج النيئة في أوقات مختلفة من اليوم (9 عينات في الساعة 8 صباحًا و 11 في الساعة 5 مساءً)، وكانت النتائج الرئيسية منها كما يلي :

تتوافق 80 % من العينات مع معايير الميكروبات الهوائية الميزوفيلية الإجمالية (FMAT) و 90 % للقولونيات البرازية (CF) ، مع عدم وجود أنواع السالمونيلا والأغشية الحيوية.

ومع ذلك، فإن وجود مسببات الأمراض (الإشريكية القولونية والمكورات العنقودية الذهبية في 20 % من العينات) وخاصة الكشف عن بقايا المضادات الحيوية في 85 % من العينات يثير مخاوف صحية كبيرة.

وأظهرت الدراسة أيضًا أن المعايير الحسية، على الرغم من أنها تشير إلى النضارة، إلا أنها ليست كافية لضمان سلامة المنتج.

و أخيرا، تكشف هذه الدراسة عن تلوث مثير للقلق ببقايا المضادات الحيوية، مما يشكل خطرا على صحة المستهلكين وبالتالي تعزيز مقاومة مضادات الميكروبات.

و لذلك، فمن الملح تعزيز الضوابط على استخدام المضادات الحيوية في المزارع، وتحسين ممارسات النظافة في جميع أنحاء السلسلة وإنشاء نظام مراقبة منتظم لجودة الدجاج في المنطقة.

**الكلمات المفتاحية :** جودة الصحة، تيزي وزو، الإشريكية القولونية، المكورات العنقودية الذهبية، بقايا المضادات الحيوية، مقاومة مضادات الميكروبات.

# Sommaire

**Remerciements**

**Dédicaces**

**Résumé**

**Liste des figures**

**Liste des tableaux**

**Abréviations**

**Introduction**..... 1

## **Partie théorique**

### **Chapitre 1 : Généralités sur la viande de poulet**

1	Définition de la viande de volaille .....	3
2	Définition la viande de poulet .....	3
3	La composition nutritionnelle de la viande de poulet .....	3
3.1	L'eau .....	4
3.2	Les protéines .....	4
3.3	Les lipides .....	5
3.4	Les vitamines et les minéraux .....	5
4	Production des viandes de poulet .....	6
4.1	En Algérie .....	6
4.2	Dans le monde .....	6
5	La consommation de la viande de poulet .....	7
5.1	En Algérie .....	7
5.2	Dans le monde .....	7
6	La conservation de la viande de poulet .....	8
6.1	La réfrigération .....	9
6.2	La congélation .....	9

## Chapitre 2 : La microbiologie de la viande de poulet

1	La contamination bactérienne .....	10
1.1	La contamination Ante-mortem.....	10
1.2	La contamination Post-mortem .....	10
2	L'origine de la contamination :.....	11
2.1	L'origine endogène :.....	11
2.1.1	La flore profonde .....	11
2.1.2	Flore de surface.....	12
2.2	Origine exogène.....	12
2.2.1	Les vecteurs animés .....	12
2.2.2	Les vecteurs inanimés .....	13
3	Les facteurs influençant la charge bactérienne .....	14
3.1	Les facteurs intrinsèques .....	14
3.1.1	L'activité de l'eau (Aw).....	14
3.1.2	Le Ph .....	14
3.1.3	Le potentiel d'oxydo-réduction (RH) .....	14
3.1.4	Les facteurs nutritionnels .....	14
3.2	Les facteurs extrinsèques.....	15
3.2.1	La température .....	15
3.2.2	L'humidité ambiante .....	15
3.2.3	Le personnel.....	15
3.2.4	L'infrastructure et équipements .....	15
4	Les germes responsables des contaminations .....	15
4.1	La flore aérobique mésophile totale (FTAM).....	15
4.2	Les coliformes thermo-tolérants (Fécaux).....	16
4.3	Staphylococcus aureus.....	17
4.4	Salmonella .....	18
5	La qualité de la viande de poulet.....	18
5.1	Qualité sanitaire .....	19
5.2	Qualités sensorielles ou organoleptiques.....	19
5.2.2	Texture .....	19
5.2.3	Goût et Saveur.....	20

5.2.4 Odeur.....	20
5.2.5 Jutosité .....	20
5.3 Qualité nutritionnelle .....	20
5.4 Qualité technologique.....	21
6 L'antibiorésistance .....	21
6.1 Définition.....	21
6.2 L'antibiorésistance chez les poulets .....	22
7 Les biofilms.....	23
7.1 Définition.....	23
7.2 Les biofilms chez les poulets.....	23

## **Partie pratique**

### **Matériels et Méthodes**

1 Problématique.....	25
1.1 Objectif principal .....	25
2 Lieu et période d'étude.....	25
3 Zone d'étude.....	26
4 Matériel et méthode.....	26
4.1 Matériel utilisé .....	26
4.2 Méthodes .....	26
4.2.1 Fiche d'enquête .....	26
4.2.2 Collecte et transport des prélèvements .....	27
4.2.3 Étude de la qualité sanitaire .....	27

### **Résultats**

1 Partie enquête .....	42
1.1 Répartition des prélèvements selon la commune .....	42
1.2 Répartition des prélèvements selon l'heure.....	42
1.3 Répartition des ventes selon le type de viande .....	43
1.4 Modalités des ventes de la viande blanche .....	43

1.5 Réparation des ventes de la viande blanche .....	44
2 Résultats macroscopique et microbiologique.....	44
2.1 Répartition des prélèvements selon les critères macroscopiques .....	44
2.2 Répartition des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) et des coliformes fécaux (CF) .....	45
2.3 Répartition des prélèvements selon la présence de <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Escherichia coli</i> et <i>Salmonella</i> .....	45
2.4 Répartition des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques .....	46
2.5 Répartition des prélèvements selon la présence de biofilm.....	46
2.6 Répartition des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) et l'odeur .....	47
2.7 Répartition des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) et la couleur.....	47
2.8 Répartition des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) et la perte d'eau.....	48
2.9 Répartition des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux (CF) et l'odeur .....	48
2.10 Répartition des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux (CF) et la couleur .....	49
2.11 Répartition des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux (CF) et la perte d'eau .....	49
2.12 Répartition des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques et la couleur .....	50
2.14 Répartition des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques et la consistance.....	50
3 Résultats d'antibiogramme.....	51
3.1 Résultats d'antibiogramme d' <i>Escherichia coli</i> .....	51
3.1 Résultats d'antibiogramme de <i>Staphylococcus aureus</i> .....	51

## Discussion

1 Résultats partie enquête.....	52
2 Résultats macroscopique et microbiologique.....	52
3 Résultats d'antibiogramme.....	55

**Conclusion et Recommandations**.....56

**Bibliographie**

**Annexes**

## Liste des figures

<b>Figure 1 :</b> Structure d'une <i>Salmonella</i> .....	18
<b>Figure 2 :</b> Mécanisme de résistance des bactéries aux antibiotiques.....	21
<b>Figure 3 :</b> Étapes de la formation d'un biofilm sur une surface.....	23
<b>Figure 4 :</b> Carte de la wilaya de Tizi-Ouzou montrant les communes de prélèvement.....	26
<b>Figure 5 :</b> Étape de préparation des dilutions.....	28
<b>Figure 6 :</b> Étape de recherche et dénombrement de la flore mésophile aérobie totale (FMAT).....	29
<b>Figure 7 :</b> Étapes de recherche et dénombrement des coliformes fécaux (CF).....	30
<b>Figure 8 :</b> Étapes de recherche et d'identification de <i>Staphylococcus aureus</i> .....	31
<b>Figure 9 :</b> Étapes du test de catalase.....	32
<b>Figure 10 :</b> Étapes de recherche et d'identification de <i>Salmonella</i> spp et d' <i>Escherichia coli</i> ( <i>E. coli</i> ).....	33
<b>Figure 11 :</b> Étapes de l'identification par la galerie API 20 E.....	34
<b>Figure 12 :</b> Étapes de la coloration de Gram.....	35
<b>Figure 13 :</b> Étapes de détection de la présence de biofilm microbien.....	36
<b>Figure 14 :</b> Étapes de recherche de la présence de résidus d'antibiotiques.....	37
<b>Figure 15 :</b> Étapes de l'antibiogramme.....	38
<b>Figure 16 :</b> Étapes de conservation de la souche.....	40
<b>Figure 17 :</b> Schéma récapitulatif du protocole complet d'étude des prélèvements.....	41
<b>Figure 18 :</b> Répartition des prélèvements selon la commune.....	42
<b>Figure 19:</b> Répartition des prélèvements selon l'heure.....	42
<b>Figure 20 :</b> Répartition des ventes selon le type de viande.....	43
<b>Figure 21 :</b> Modalités des ventes de la viande blanche.....	43
<b>Figure 22 :</b> Répartition des ventes de la viande blanche.....	44
<b>Figure 23 :</b> Répartition des prélèvements selon les critères macroscopiques.....	44

<b>Figure 24</b> : Répartition des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) et des coliformes fécaux (CF).....	45
<b>Figure 25</b> : Répartition des prélèvements selon la présence de <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Escherichia coli</i> et <i>Salmonella</i> .....	45
<b>Figure 26</b> : Répartition des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques.....	46
<b>Figure 27</b> : Répartition des prélèvements selon la présence de biofilm.....	46
<b>Figure 28</b> : Répartition des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale et l'odeur.....	47
<b>Figure 39</b> : Répartition des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale et la couleur.....	47
<b>Figure 33</b> : Répartition des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale et la perte d'eau.....	48
<b>Figure 31</b> : Répartition des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux et l'odeur.....	48
<b>Figure 32</b> : Répartition des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux et la couleur.....	49
<b>Figure 33</b> : Répartition des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux et la perte d'eau.....	49
<b>Figure 34</b> : Répartition des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques et la couleur.....	50
<b>Figure 35</b> : Répartition des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques et la consistance.....	50
<b>Figure 36</b> : Résultats d'antibiogramme d' <i>Escherichia coli</i> .....	51
<b>Figure 37</b> : Résultats d'antibiogramme de <i>Staphylococcus aureus</i> .....	51

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1</b> : La composition chimique en acide aminé essentiel des protéines de la viande de poulet.....	4
<b>Tableau 2</b> : Teneur en lipides de quelques muscles chez le poulet en pourcentage (%) du poids frais.....	5
<b>Tableau 3</b> : Teneur en lipides de quelques muscles chez le poulet en pourcentage (%) du poids frais.....	7
<b>Tableau 4</b> : Principaux pays consommateurs de viande de poulet en équivalent « 1 000 tonnes métriques » de 2023 à 2025.....	8

## Liste des abréviations

**ADH** : arginine Dihydrolase

**API 20 E** :Analytical Profile Index 20 Enterobacteriaceae (galerie biochimique pour identification des entérobactéries)

**Aw** : Activité de l'eau

**B.P.** : Boîte Postale

**CF** : Coliformes Fécaux

**CIT** : Citrate

**CoNS** : Staphylocoques Coagulase-Négatifs

**CoPS** : Staphylocoques Coagulase-Positifs

**Co-trimoxazole** : Association de triméthoprime et sulfaméthoxazole (antibiotique)

**D.O.** : Densité Optique

**EPT** : Eau Peptonée Tamponnée

**FMAT** : Flore Mésophile Aérobie Totale

**GEL** :Gelatinase

**H<sub>2</sub>S** :HydrogenSulfide production

**ISO** : International Organization for Standardization (normes internationales)

**LDC** : Lysine Decarboxylase

**McFarland** : Norme de turbidité pour la suspension bactérienne

**NF** : Norme Française (normes nationales françaises)

**NT** : Nitrate

**OCDE** : Organisation de coopération et de développement économiques

**PCA** : Plate Count Agar

**RH** : Potentiel d'oxydo-réduction

**TDA** : Tryptophane Deaminase

**TSE** :Tryptone Sel Eau (diluant stérile)

**TIAC** : Toxi-Infection Alimentaire Collective

**UFC** : Unités Formant Colonies

**URE** :Urease

**VP** : Voges-Proskauer

**VRBL** : Violet Rouge Bile Lactose (Gélose VRBL - milieu sélectif pour coliformes fécaux)

**WHC** : Water Holdind Capacity (Capacité de rétention d'eau)



*Introduction*

*Générale*



La viande de poulet constitue aujourd'hui l'une des protéines animales les plus consommées à l'échelle mondiale, représentant près d'un tiers de la consommation totale de viande. Son engouement planétaire s'explique par une combinaison unique de facteurs : coût abordable, absence de restrictions religieuses, richesse nutritionnelle et adaptabilité aux diverses cultures culinaires (Hussein et *al.*, 2018).

Cependant, derrière cet engouement mondial se cachent des défis sanitaires majeurs. La viande de poulet est intrinsèquement fragile et hautement périssable, constituant un milieu de culture idéal pour de nombreux microorganismes (Jayathilakan et *al.*, 2012; Rahman et *al.*, 2023).

Des études récentes mettent en évidence une contamination polymicrobienne préoccupante, impliquant à la fois des bactéries d'altération (*Pseudomonas*, *Enterobacteriaceae*) et des pathogènes majeurs (*Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Salmonellaspp*, *Campylobacter jejuni*) responsables de toxi-infections alimentaires parfois graves (Dekker et *al.*, 2019).

Le problème s'aggrave à cause de l'apparition inquiétante de résistances aux antimicrobiens (RAM) dans la filière avicole. L'utilisation excessive d'antibiotiques, que ce soit pour prévenir les maladies ou pour favoriser la croissance des animaux, a entraîné la sélection de bactéries multirésistantes, c'est-à-dire qui résistent à plusieurs antibiotiques. Cela rend les traitements beaucoup moins efficaces, aussi bien chez les animaux que chez les humains (Anjum et *al.*, 2021).

Ce problème mondial nécessite une approche globale qui prend en compte la santé humaine, animale et environnementale (Anjum et *al.*, 2021).

Cela amène à se poser une question cruciale, Quels sont les éléments microbiologiques, chimiques et physiques présents dans la viande de poulet commercialisée à Tizi Ouzou, et quels impacts ces éléments peuvent-ils avoir sur la santé des consommateurs ?

L'objectif de ce travail est d'évaluer la qualité sanitaire du poulet commercialisé dans la wilaya de Tizi Ouzou à travers des analyses macroscopiques et microbiologiques, la recherche de résidus d'antibiotiques, la réalisation d'antibiogrammes ainsi que la détection éventuelle de biofilm, afin d'identifier les risques pour la santé du consommateur.

Ce mémoire comprend trois axes : une revue de la littérature sur la viande de poulet et ses contaminations microbiologiques, la description des méthodes d'échantillonnage et d'analyse, ainsi que la présentation des résultats visant à évaluer la qualité sanitaire des échantillons étudiés.



*Partie*

*Théorique*





*Chapitre 1 :*  
*Généralités sur*  
*la viande de poulet*



## 1 Définition de la viande de volaille

La viande de volaille est la chair d'oiseaux domestiques élevés pour l'alimentation, comme le poulet, la dinde ou le canard (Gushchin, 2023). Ces oiseaux appartiennent principalement au groupe des Galliformes et sont classés en volaille domestique ou commerciale. La volaille commerciale se divise en volaille de chair (pour la viande) et volaille pondeuse (pour les œufs) (De Carvalho et *al.*, 2020).

La volaille est populaire dans le monde grâce à ses coûts de production bas et ses prix accessibles, particulièrement dans les pays en développement (Attia et *al.*, 2022).

## 2 Définition la viande de poulet

La viande de poulet désigne la viande d'oiseaux jeunes âgés de 5 à 16 semaines, avec des carcasses pesant entre 1 et 3 kg (Vilarrasa, 2022). La viande de poulet est classée parmi les viandes blanches en raison de sa faible concentration en myoglobine (Keeton et Dikeman., 2017 ; Jilo et Hasan., 2022).

Les poulets (*G. gallus domesticus*) sont présents dans le monde entier, d'abord utilisés pour les combats de coqs, puis pour la viande et les œufs, car « le poulet a traversé le monde parce que nous l'avons emporté avec nous » (Lawler, 2016)

## 3 La composition nutritionnelle de la viande de poulet

La viande de poulet est une source importante de protéines faciles à digérer, avec peu de collagène, et contient des acides aminés essentiels, vitamines, minéraux et acides gras insaturés (Debbarma et *al.*, 2024). Elle est l'une des protéines les plus consommées dans le monde grâce à sa valeur nutritionnelle, sa polyvalence en cuisine, sa disponibilité et son acceptabilité par toutes les religions (Nirmal et *al.*, 2024).

Le poulet joue un rôle clé dans une alimentation saine et équilibrée, favorisant le bien-être général (Debbarma et *al.*, 2024).

Parmi les composés nutritionnels de la viande de poulet on a :

### 3.1 L'eau

Les muscles de poulet et de dinde contiennent environ 75 g d'eau (pour 100 g de viande crue). Cette teneur varie peu entre la cuisse et le filet quelle que soit l'espèce. (Glauser, 2021).

### 3.2 Protéines

La viande de poulet est une excellente source de protéines de haute qualité, indispensables à la reconstruction des muscles, à la réparation des tissus et aux fonctions enzymatiques (Xu et Velleman, 2023). Ses protéines contiennent des acides aminés essentiels, que le corps ne peut pas fabriquer seul, donc il faut les obtenir par l'alimentation.

Le blanc de poulet est notamment riche en leucine, un acide aminé important qui stimule la synthèse musculaire (Xu et Velleman, 2023).

**Tableau 1** : La composition chimique en acide aminé essentiel des protéines de la viande de poulet (g/100g de fraction comestible) (Abdaslam M et al., 2019).

Lysine (lys)	1 ,66
Méthionine (met)	0,77
Thréonine (thr)	0 ,85
Valine (val)	0,89
Isoleucine (ileu)	0,92
Leucine (leu)	1,60
Tryptophane (try)	0,21
Phénylalanine (phe)	0,73

### 3.3 Lipides

La viande de poulet, surtout sans peau, est pauvre en graisses, ce qui est bon pour le cœur. Elle contient plus d'acides gras insaturés, notamment monoinsaturés et polyinsaturés, que d'acides gras saturés (Rafiei et Khajali, 2021).

De plus, elle apporte des oméga-3 et oméga-6, des graisses essentielles qui aident à réduire l'inflammation et à maintenir la santé des membranes cellulaires (Calder, 2018; Reynolds et Mitri, 2024).

**Tableau 2 :** Teneur en lipides de quelques muscles chez le poulet en pourcentage (%) du poids frais (Saleh et al., 2021).

Muscle	Pectoraux	Cuisse	Pilon
Teneur	0,7-1,22	2,9-5,5	2,3-3,8

### 3.4 Vitamines et Minéraux

La viande de poulet est riche en vitamines B, notamment niacine (B3), pyridoxine (B6) et cobalamine (B12), importantes pour le métabolisme énergétique et la production de neurotransmetteurs (Calderón-Ospina et Nava-Mesa, 2020). La vitamine B6 aide aussi à convertir l'homocystéine en cystéine, bénéfique pour la santé (Fratoni et Brandi, 2015).

Elle contient aussi des minéraux essentiels comme le phosphore, qui aide les os, et le sélénium, un antioxydant renforçant le système immunitaire et protégeant contre le stress oxydatif (Kralik et Kralik, 2017). Le poulet apporte aussi du fer pour le transport d'oxygène, du zinc pour l'immunité et la cicatrisation, et du sélénium pour la fonction thyroïdienne (Kralik et Kralik, 2017).

## 4 Production de viande de poulet

### 4.1 En Algérie

La production totale de viande de poulet en Algérie était de 278 000 tonnes en 2018. Selon le ministère de l'Agriculture, le pays produit environ 460 000 tonnes de viande blanche chaque année, avec 985 accouveurs et 9 111 éleveurs de poulets de chair (Mouhous et *al.*, 2021).

Dans la wilaya de Tizi Ouzou, entre 2017 et 2018, 9 428 272 poulets de chair ont été installés, dont 8 468 057 commercialisés, produisant 17 627 tonnes de viande blanche. Entre octobre 2019 et mars 2020, 4 886 434 sujets ont été installés, dont 4 495 520 commercialisés, pour une production de 9 077 tonnes (Mouhous et *al.*, 2021).

En 2022, la production nationale a atteint environ 355 000 tonnes, plaçant l'Algérie parmi les principaux producteurs africains, après des pays comme l'Égypte (Moreki et *al.*, 2025).

### 4.2 Dans le monde

En 2018, les États-Unis ont produit plus de 31,7 milliards de dollars de poulet, avec neuf milliards de poulets abattus. En 2019, la Chine produisait 15,15 millions de tonnes de viande de poulet, avec une part exportée et importée d'environ 5% (Siceloff et *al.*, 2022).

En 2021, la France comptait 152,5 millions de poulets de chair, concentrés surtout en Bretagne et Pays de la Loire. En 2022, il y avait plus de 26 milliards de poulets dans le monde (Chatellier, 2025).

La production mondiale de viande de poulet a fortement augmenté, passant de 45,93 millions de tonnes entre 1961-2018 à une estimation de 139,19 millions de tonnes en 2025 (Ritchie & Roser, 2020). En 2023, la production au Royaume-Uni était de 1,85 million de tonnes, et dans le monde, les États-Unis, le Brésil, la Chine et l'Union européenne dominaient la production (Shahbandeh, 2024).

En Turquie, le nombre de poulets abattus est passé de 370 millions en 2001 à plus d'un milliard en 2023, avec une production en hausse prévue à près de 937 000 tonnes en 2026 (Gök et Şahin, 2025).

La production par habitant de viande de poulet continue d'augmenter avec un intérêt accru depuis la crise Covid-19 (Uzundumlu et Dilli, 2023).

**Tableau 3 :** Principaux pays producteurs de viande de poulet en équivalent « 1 000 tonnes métriques » de 2022 à 2024 (Abbas et al.,2025).

Pays	2022	2023	2024
Etats unis	20,933	21,082	21,384
Chine	14,300	14,800	15,000
Brésil	14,460	14,900	15,000
Union européenne	10,880	11,084	11,385
Russie	4,800	4,800	4,800

## 5 La consommation de la viande de poulet

### 5.1 En Algérie

La consommation de viande de poulet en Algérie est de 3,8 kg par habitant par an en 2024. L'Algérie fait partie des dix pays africains qui produisent environ 80% de la viande de volaille sur le continent. La viande de poulet est prisée en raison de son prix abordable et de sa valeur nutritionnelle. La consommation de viande de poulet en Algérie a augmenté de 6 207 tonnes en 2019 à 7 251 tonnes en 2021 (Moreki et *al.*, 2025).

### 5.2 Dans le monde

La consommation mondiale de viande a considérablement augmenté, avec une progression marquée en Asie, en Amérique latine et en Afrique. La volaille figure parmi les viandes dont la consommation a le plus fortement augmenté, s'intégrant à diverses cultures, traditions et pratiques religieuses, ce qui en fait un élément clé de la sécurité alimentaire et de la nutrition (Mottet et Tempio, 2017 ; Parlasca et Qaim, 2022).

La viande de poulet est la source de protéines animales la plus largement consommée dans le monde, avec une production annuelle d'environ 122 millions de tonnes (Kpomasse et

*al.*, 2021). La demande de viande de poulet de chair abordable et de haute qualité est en nette augmentation, en particulier dans les pays en voie de développement dont la population est en croissance.

Cette tendance devrait entraîner une augmentation substantielle de la consommation de viande de volaille par habitant au cours des prochaines décennies (Kleyn et Ciacciariello, 2021 ; Neima et *al.*, 2023).

Selon l'Organisation de coopération et de développement économiques (OCDE), dans les pays de la région du Moyen-Orient et de l'Afrique du Nord, la consommation de viande de poulet a connu une augmentation de 70% depuis 1990 (Daghir et *al.*, 2021).

**Tableau 4 :** Principaux pays consommateurs de viande de poulet en équivalent « 1 000 tonnes métriques » de 2022 à 2024 (Abbas et *al.*, 2025).

Pays	2022	2023	2024
Etats unis	17,676	17,866	18,412
Chine	14,401	15,002	14,830
Brésil	10,023	10,135	10,105
Union européenne	9,881	10,157	10,325
Russie	4,750	4,812	4,850

## 6 La conservation de la viande de poulet

La conservation de la viande de poulet est un défi important dans l'industrie alimentaire, elle utilise des méthodes comme le séchage, le fumage, la réfrigération et la congélation pour éviter les pertes et garantir la sécurité.

Ces techniques empêchent la croissance des microbes et protègent la qualité de la viande (Yenizey et *al.*, 2025).

Elles préservent aussi le goût, la texture et la valeur nutritive de la viande, qu'elle soit crue ou cuite ; ces procédés, qu'ils soient traditionnels ou modernes, ralentissent la détérioration naturelle de la viande de poulet (Bouchriti et *al.*, 2021).

### 6.1 La réfrigération

Le refroidissement de la viande a des effets positifs et négatifs sur sa conservation, son hygiène, sa sécurité, sa couleur et sa tendreté. Le refroidissement à l'air réduit la température de la surface et évite que la viande ne sèche, tout en ralentissant la croissance des microbes. Garder la viande au froid améliore sa tendreté avec le temps, mais peut aussi provoquer des saveurs désagréables et une croissance microbienne (Coll Cardenas et *al.*, 2016).

La viande fraîche se conserve au réfrigérateur entre 2 et 4 °C, car le refroidissement est important pour la sécurité, la durée de conservation, l'apparence et la qualité nutritionnelle (Coll Cardenas et *al.*, 2016).

### 6.2 La congélation

La congélation conserve les aliments en ralentissant les microbes et leur action à moins de 0 °C (Laabed et *al.*, 2023). Elle réduit aussi l'activité des enzymes dans la viande. La vitesse de congélation dépend de la chaleur, de la température et de la quantité de viande (Landerslev et *al.*, 2018).

Les gens choisissent la viande selon son aspect, et aiment la tendreté et le goût. La congélation altère généralement ses qualités, mais parfois la viande fraîche et congelée sont presque pareilles (Antonio Beltran et Belles, 2019).

La congélation empêche les microbes de grandir sans les tuer. La qualité dépend de la viande avant congélation, de la rapidité, et du froid gardé en stockage. Les bactéries dangereuses ne se multiplient pas sous 5 °C. Une congélation rapide fait de petits cristaux de glace, ce qui abîme moins la viande et garde sa qualité (Yun et *al.*, 2021).



*Chapitre 2 :*  
*La microbiologie*  
*de la viande de poulet*



## 1 La contamination bactérienne

La viande de poulet peut se détériorer rapidement à cause de bactéries, surtout si elle est mal manipulée, stockée trop longtemps ou à de mauvaises températures. Chez un poulet en bonne santé, la viande est presque sans bactéries, mais la contamination survient surtout lors de l'abattage (Soro et *al.*, 2020).

La quantité totale de bactéries sur la viande, appelée charge bactérienne totale, est un bon indicateur de sa qualité (Hauge et *al.*, 2023a).

La viande fraîche de poulet se gâte vite car elle contient beaucoup d'eau, de protéines, de graisses, de sucres et de vitamines, ce qui favorise la croissance des bactéries (Karisma et *al.*, 2021).

Pendant la transformation de la viande dans les usines, la viande peut être contaminée par l'air, l'eau, les équipements et les personnes qui la manipulent. Le nombre de bactéries sur la viande peut augmenter ou diminuer selon les étapes de la transformation (Sherchan et *al.*, 2019).

### 1.1 La contamination Ante-mortem

Une grande partie des germes de contamination de la viande de poulet avant la mort proviennent de l'animal, Ils sont porteurs de microorganismes variés, en particulier *Escherichia Coli*, *Staphylococcus aureus* (Vieira et *al.*, 2024).

Ces germes peuvent provenir aussi des matières fécales, du sol et de l'eau (Vieira et *al.*, 2024).

La cause principale de la contamination ante-mortem réside dans des conditions sanitaires et de gestion inadaptée qui favorisent l'exposition, l'infection ou la blessure des volailles, augmentant ainsi le risque que des agents pathogènes soient présents dès cette étape initiale avant l'abattage (Vieira et *al.*, 2024).

### 1.2 La contamination Post-mortem

La contamination de la viande de poulet après la mort de l'animal vient souvent du contact avec des mains, des vêtements, des outils ou des locaux sales.

La plupart des germes sont introduits pendant l'abattage et la préparation des carcasses, certains venant du tube digestif de l'animal et pouvant contaminer les muscles (Govindaiah et *al.*, 2023)

Cette contamination post-mortem se produit aussi lors du nettoyage, du refroidissement et de la manipulation, surtout si les règles d'hygiène ne sont pas respectées, les équipements mal désinfectés ou l'eau contaminée (Govindaiah et *al.*, 2023).

Elle peut nuire à la sécurité, la qualité et la conformité de la viande de poulet destinée à la consommation (Govindaiah et *al.*, 2023).

## **2 L'origine de la contamination :**

### **2.1 L'origine endogène :**

L'origine endogène de la contamination de la viande de poulet provient principalement de la flore microbienne naturellement présente à la surface et à l'intérieur des tissus du poulet. Ces micro-organismes sont souvent issus des microbiotes naturels de l'animal, présents avant l'abattage, et comprennent des bactéries telles que les bactéries commensales ou opportunistes (Henriques et *al.*, 2019).

Les contaminations d'origine endogène se produisent soit directement par le système lymphatique ou par le sang soit au moment de l'abattage à partir de la flore des muqueuses, de la peau ou de l'intestin (Henriques et *al.*, 2019).

Les carcasses de poulets peuvent être contaminées par des germes dont l'habitat est normalement l'organisme animal. On distingue deux types de flore endogène:

#### **2.1.1 La flore profonde**

La flore profonde se trouve dans le tube digestif du poulet et comprend des bactéries comme les coliformes, *Clostridium*, streptocoques fécaux, *salmonelles* et *Shigella* (Henriques et *al.*, 2019).

La contamination de cette flore peut venir des polluants dans le sol ou l'eau, issus des déjections des volailles, des restes de nourriture ou des produits chimiques utilisés en élevage (Baéza et *al.*, 2022).

### 2.1.2 Flore de surface

La flore de surface des poulets est composée de bactéries comme *Achromobacter*, *Pseudomonas*, *Micrococcus*, *Lactobacillus*, staphylocoques, streptocoques et *Campylobacter*. Ces germes peuvent contaminer la viande pendant l'abattage par la peau, les muqueuses ou le sang (Baéza et al., 2022).

Les bactéries pathogènes comme *Salmonella*, *E. coli* et *Staphylococcus aureus* proviennent souvent d'un mauvais nettoyage ou d'une mauvaise manipulation. Des méthodes rapides comme la bioluminescence aident à détecter et contrôler ces contaminations (Govindaiah et al., 2023).

## 2.2 Origine exogène

La contamination exogène de la viande de poulet vient de sources extérieures comme les manipulations, le personnel, les équipements sales, l'air, le sol et l'eau. Les staphylocoques à coagulase positive, notamment *Staphylococcus aureus*, sont des germes d'origine humaine qui montrent la présence de porteurs dans la chaîne de production de la viande (Acornicesei bolohan et al., 2025).

Elle peut aussi provenir de résidus d'antibiotiques, d'additifs alimentaires, et de bactéries comme *Salmonella*. Des méthodes avancées comme la métabolomique aident à détecter ces contaminants et à évaluer leur effet sur la qualité et la sécurité de la viande (Hafz et al., 2015).

### 2.2.1 Les vecteurs animés

#### 2.2.1.1 L'homme

Les humains jouent un rôle dans la contamination exogène de la viande de poulet par des pratiques telles que la manipulation inadéquate des aliments, le non-respect des normes d'hygiène et l'utilisation d'antibiotiques dans l'élevage (Hafz et al., 2015).

#### 2.2.1.2 Les animaux

Les animaux peuvent transmettre des agents pathogènes comme *Salmonella* et *Campylobacter* aux volailles, contaminant ainsi la viande. De plus, les insectes, qui peuvent

se nourrir de matières fécales ou de déchets, peuvent également transporter des agents pathogènes vers les volailles (Hafz et *al.*, 2015).

### **2.2.2 Les vecteurs inanimés**

#### **2.2.2.1 Le sol**

Le sol peut contaminer la viande de poulet par le biais de plusieurs mécanismes. Les agents pathogènes présents dans le sol, tels que *Salmonella* et *Campylobacter*, peuvent être transférés aux volailles par contact direct ou indirect, notamment par l'alimentation, l'eau ou les pattes des oiseaux (Wen et *al.*, 2020).

#### **2.2.2.2 L'eau**

L'eau peut contaminer la viande de poulet en servant de vecteur pour des agents pathogènes comme *Salmonella* et *Campylobacter*. Si l'eau utilisée pour abreuver les volailles ou pour nettoyer les installations est contaminée, elle peut transmettre ces agents pathogènes directement aux oiseaux (Wen et *al.*, 2020).

#### **2.2.2.3 L'air**

L'atmosphère peut contenir des micro-organismes responsables d'altération. Les particules en suspension, incluant poussières et spores de moisissures, sont susceptibles de contaminer les surfaces de travail et les carcasses (Andjongo, 2006)

#### **2.2.2.4 Matériels et équipements**

Les matériaux et équipements peuvent contaminer la viande de poulet par le biais de surfaces non désinfectées, d'outils de manipulation contaminés et de conteneurs mal nettoyés. De plus, l'utilisation d'équipements partagés entre différentes espèces animales peut également augmenter le risque de contamination croisée (Wen et *al.*, 2020).

### 3 Les facteurs influençant la charge bactérienne

#### 3.1 Les facteurs intrinsèques

##### 3.1.1 L'activité de l'eau ( $A_w$ )

Une activité de l'eau élevée favorise la croissance bactérienne, car elle permet aux micro-organismes d'absorber l'eau nécessaire à leur métabolisme. Dans la viande de poulet, une  $A_w$  élevée favorise la croissance de bactéries pathogènes comme *Salmonella* et *Campylobacter*. La viande de poulet doit être stockée à des niveaux d' $A_w$  contrôlés pour limiter la croissance bactérienne, en évitant l'humidité excessive (Rouger et *al.*, 2017).

##### 3.1.2 Le Ph

Un pH neutre est optimal pour de nombreuses bactéries, tandis que des pH extrêmes peuvent inhiber leur croissance. Le pH de la viande de poulet, généralement autour de 5,5 à 6,5, est optimal pour la prolifération de nombreuses bactéries, rendant le contrôle du pH crucial pour la sécurité alimentaire (Goncalves-Tenório et *al.*, 2018).

##### 3.1.3 Le potentiel d'oxydo-réduction (RH)

Un RH élevé indique un environnement réducteur, propice à la croissance de certaines bactéries anaérobies, tandis qu'un RH bas peut limiter leur développement. Un RH élevé dans la viande de poulet peut favoriser la croissance de bactéries anaérobies, augmentant le risque de contamination. La réduction du RH peut être obtenue par des techniques de conservation, comme le conditionnement sous vide, pour limiter l'accès à l'oxygène (Rouger et *al.*, 2017).

##### 3.1.4 Les facteurs nutritionnels

La disponibilité de nutriments, tels que les protéines et les glucides, influence la croissance bactérienne, car les micro-organismes ont besoin de ces éléments pour se multiplier. La viande de poulet contient des protéines et des lipides qui servent de nutriments pour les bactéries, ce qui peut accroître leur croissance si les conditions de stockage ne sont pas adéquates. La gestion des conditions de stockage et de traitement, comme la réfrigération et la cuisson appropriée, peut réduire la disponibilité des nutriments pour les bactéries (Goncalves-Tenório et *al.*, 2018).

### 3.2 Les facteurs extrinsèques

#### 3.2.1 La température

Des températures inappropriées favorisent la prolifération des bactéries, augmentant ainsi la charge microbienne sur la viande de poulet, tandis que des températures adéquates ralentissent ou éliminent les pathogènes (Perez-Arnedo et *al.*, 2020).

#### 3.2.2 L'humidité ambiante

Une humidité élevée crée un environnement propice à la croissance bactérienne, ce qui peut entraîner une augmentation significative de la charge microbienne sur la viande (Perez-Arnedo et *al.*, 2020).

#### 3.2.3 Le personnel

Un personnel mal formé ou négligent peut introduire des contaminants par des pratiques d'hygiène inadéquates, augmentant ainsi la charge microbienne sur la viande de poulet (Perez-Arnedo et *al.*, 2020).

#### 3.2.4 L'infrastructure et équipements

Des installations mal conçues ou mal entretenues peuvent favoriser la contamination croisée et la rétention d'humidité, ce qui contribue à une charge microbienne plus élevée sur la viande (Perez-Arnedo et *al.*, 2020).

## 4 Les germes responsables des contaminations

### 4.1 La flore aérobique mésophile totale (FTAM)

La flore mésophile aérobique totale (FMAT) est un indicateur sanitaire qui mesure le nombre d'UFC dans un produit, avec un dénombrement effectué à 30 °C. La flore mésophile aérobique totale dans la viande de poulet est essentielle pour évaluer la sécurité alimentaire et la qualité microbiologique du produit. Elle comprend des bactéries qui se développent à des températures ambiantes et peut indiquer des problèmes d'hygiène. Un contrôle rigoureux de cette flore est crucial pour prévenir les risques sanitaires (Boubendir et *al.*, 2021).

L'origine de la flore mésophile aérobique totale peut être liée à plusieurs facteurs tels que l'environnement, les matières premières de mauvaise qualité ou dont la chaîne du froid n'a

pas été respectée, ainsi que les manipulations, notamment un nettoyage inefficace ou un défaut de pasteurisation (Boubendir et *al.*, 2021).

#### 4.2 Les coliformes thermo-tolérants (Fécaux)

On appelle les coliformes thermo-tolérant, les coliformes capables de se développer à 44°C, cette catégorie inclut essentiellement *E. coli* ce qui se traduit parfois par l'appellation «*Escherichia coli* présomptifs » (Nahdi, 2016).

L'infection par les coliformes est souvent liée à des variables telles que la découpe, l'habillage des carcasses, le manque d'hygiène des mains, des planches à découper, des couteaux utilisés pour la transformation et la préparation, et l'eau polluée (Elsaid et *al.*, 2019).

Les coliformes fécaux, y compris *Escherichia coli* (*E. coli*), peuvent fermenter le lactose à des températures plus élevées sur le site (44,5-45,5 °C) et indiquent un manque d'hygiène et de salubrité. *E. coli* est particulièrement efficace pour signaler une contamination fécale, suggérant la présence de micro-organismes entéropathogènes ou toxigènes nocifs (Ijoma, 2010 ; Umana et *al.*, 2017 ; Adzitey et *al.*, 2021).

*E. coli* est l'un des coliformes fécaux normalement présents dans la microflore digestive des humains ainsi que de nombreux animaux tels que les poulets (Fanjip et *al.*, 2022), considéré comme une souche de bactéries à Gram négatif ressemblant à un bâtonnet et appartenant à la famille des entérobactéries.

La bactérie vit principalement dans le système intestinal des animaux à sang chaud, y compris les humains (Jang et *al.*, 2017).

C'est une espèce commensale ou opportuniste, parfois strictement pathogène, souvent sensible aux antibiotiques, mais aussi multirésistantes voire totalement résistante aux antibiotiques (Monson et Lamont, 2021).

*Escherichia coli* survit dans divers hôtes et environnements en raison de son génome très diversifié. Ces bactéries ont évolué avec les humains, colonisé un large éventail d'hôtes et survivent en tant qu'organisme commensal ou pathogène (Ovi et *al.*, 2023).

### 4.3 *Staphylococcus aureus*

*Staphylococcus aureus* est un germe de la famille des Micrococcaceae. Il s'agit de cocci à coloration de Gram positive, souvent disposés en grappe, non sporulés, coagulase positive. Capable de produire une toxine. Ce germe est présent en faible nombre, sur l'animal vivant. Le genre *Staphylococcus* est l'une des communautés bactériennes les plus courantes que l'on trouve sur la peau et les membranes muqueuses des humains et des animaux. Ce genre est composé d'un grand nombre d'espèces, divisées en deux groupes principaux : les staphylocoques coagulase-positifs (CoPS) et les staphylocoques coagulase-négatifs (CoNS), selon leur capacité à coaguler le plasma sanguin (Heo et al., 2020).

*S. aureus* est l'une des espèces bactériennes qui cause le plus grand nombre de maladies chez les volailles (Murray et al., 2017 ; Haag et al., 2019).

*Staphylococcus aureus* est un contaminant courant dans la viande de poulet est considéré comme un pathogène opportuniste en médecine humaine (Murray et al., 2017). Il est connu que les isolats de *S. aureus* d'origine animale peuvent être transmis aux humains par contact direct avec l'animal, par propagation de l'homme à l'homme (de ceux associés aux fermes au reste de la communauté).

### 4.4 *Salmonella*

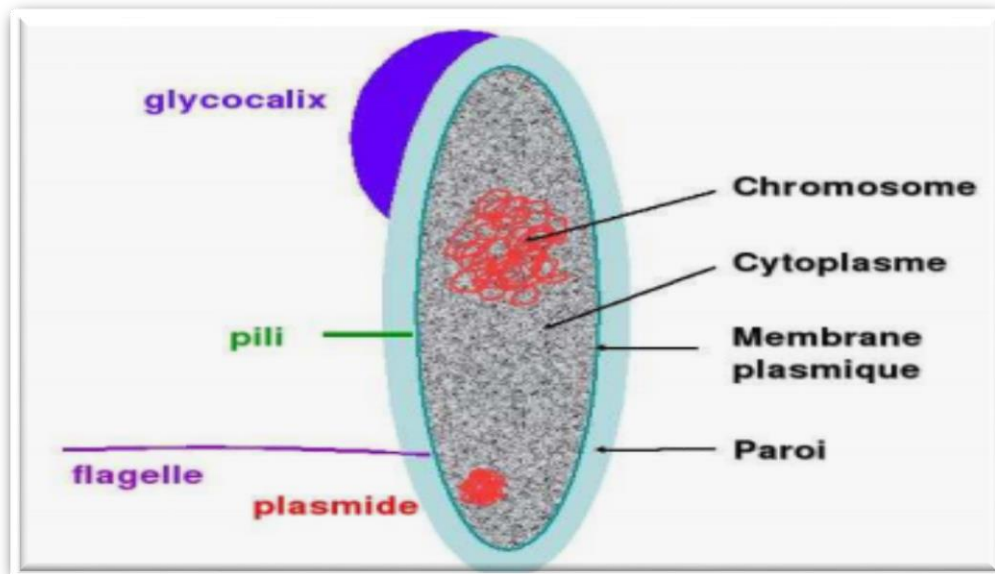
Les *Salmonelles* sont des bacilles à gram négatif, de la famille des entérobactéries ; Mobile, aéro-anaérobie facultatif, oxydase (-), lactose (-) et fermentatives du glucose. Responsable de toxi-infection alimentaire (Elsaid et al., 2019).

Les *Salmonelles* possèdent une structure antigénique complexe (figure 1), ce qui permet leur identification, leur classification ainsi que la compréhension de leur pathogénicité (Čabarkapa et al., 2019).

Elles provoquent chez l'espèce humaine des maladies telles que la fièvre typhoïde, la fièvre paratyphoïde et la salmonellose, une des principales causes de toxi-infection alimentaire collective (TIAC) (Vigilab, 2021).

Ces dernières années, il y a eu une tendance croissante à la résistance aux antimicrobiens à l'échelle mondiale, en particulier pour les souches de *Salmonella* multi-

résistantes provenant de la viande de poulet. Ce qui est considéré comme étant un problème émergent mondial dans la médecine humaine et vétérinaire (Elsaid et al., 2019).



**Figure 1** : Structure d'une *Salmonella* (Tabo, 2013)

## 5 La qualité de la viande de poulet

Le terme "qualité de viande" englobe les caractéristiques générales de la viande, y compris ses propriétés physiques, chimiques, morphologiques, biochimiques, microbiennes, organoleptiques, technologiques, hygiéniques, nutritionnelles et culinaires. La qualité de la viande de poulet dépend de la souche, du régime alimentaire, des techniques d'élevage et de la densité d'élevage (Augère-Granier, 2019).

### 5.1 Qualité sanitaire

La qualité sanitaire se rapporte au risque immédiat ou à long terme plus ou moins probable auquel la santé publique est exposée. Elle est ici uniquement abordée sous l'angle microbiologique (qualité hygiénique), qui est le point majeur pour un produit périssable comme la viande de poulet. Mais il existe d'autres risques sanitaires, notamment les risques chimiques et physiques (Legrand et al., 2016).

La qualité hygiénique de la viande de poulet nécessite la gestion des risques chimiques, microbiologiques et physiques tout au long du processus, de l'élevage de l'animal à la

consommation, en passant par les étapes d'abattage, de transformation et de distribution (Dognon et *al.*, 2018).

## 5.2 Qualités sensorielles ou organoleptiques

Les propriétés sensorielles d'une viande sont les caractéristiques que le consommateur peut percevoir directement grâce à ses sens comme la couleur, la tendreté, la jutosité et la saveur. Ces qualités dépendent de la composition et des propriétés structurales du muscle (Cassignol, 2018).

La qualité sensorielle de la viande de poulet joue un rôle crucial, en fonction de plusieurs facteurs liés au génotype, au sexe, à l'alimentation, aux systèmes d'élevage, à l'âge à l'abattage et aux procédures d'abattage (Baeza et *al.*, 2022).

Les principaux éléments contribuant la qualité organoleptique sont :

### 5.2.1 Couleur

Première caractéristique aperçue par les consommateurs, c'est souvent la seule qui oriente le choix au moment de l'achat, en particulier dans les grandes et moyennes surfaces. Le fait que la couleur de la viande soit la première caractéristique influençant la décision d'achat, conduit les consommateurs mal informés à utiliser la décoloration comme un indicateur de dégradation du produit (Cassignol, 2018).

### 5.2.2 Texture

La texture de la viande de poulet dépend de plusieurs facteurs, notamment la teneur en eau, la structure musculaire et la méthode de cuisson. Une étude sur la mesure de la texture du poulet rôti a révélé que la dureté et la fermeté de la viande sont influencées par la capacité de rétention d'eau (WHC), l'état de rigueur de la viande et la teneur en tissu conjonctif (Labomat, 2025).

### 5.2.3 Goût et Saveur

Le goût de la viande de poulet est généralement doux et légèrement sucré, avec une saveur peu marquée. Il est souvent décrit comme neutre, ce qui le rend idéal pour absorber les arômes des épices et des marinades. La cuisson influence fortement son goût : rôti, grillé ou mijoté, il développe des notes plus riches et profondes (Zhang et *al.*, 2021).

La saveur de la viande de poulet est censée être affectée par un certain nombre de facteurs ante et post mortem, notamment la race, le régime alimentaire, le vieillissement post mortem.

La saveur de la viande de poulet est d'origine thermique et de la réaction de Maillard, la dégradation thermique des lipides et l'interaction entre ces deux réactions sont principalement responsables de la génération de composés de saveur et d'arôme (Jayasena et *al.*, 2013).

#### 5.2.4 Odeur

L'odeur du poulet cru peut être un indicateur de sa fraîcheur et de sa qualité. Un poulet frais doit avoir une odeur neutre ou légèrement charcutière. Si l'odeur est aigre, putride ou rappelle l'ammoniaque, cela peut être un signe de détérioration (Campbell, 2022).

#### 5.2.5 Jutosité

La jutosité se décompose en jutosité initiale et la jutosité soutenue. La jutosité initiale est liée à la quantité d'eau présente et libérée lors de la mastication tandis que la jutosité soutenue est en relation avec la teneur en lipides de la viande. La jutosité initiale dépend ainsi fortement de la capacité de rétention d'eau du muscle. Le pH est également déterminant pour la jutosité de la viande (Micol et *al.*, 2010).

### 5.3 Qualité nutritionnelle

La composition nutritionnelle de l'alimentation joue un rôle crucial dans la détermination de la qualité de la viande. Un rapport bien équilibré de nutriments essentiels dans l'alimentation conduit à une meilleure utilisation des nutriments et à une qualité globale supérieure (Jha et *al.*, 2020).

La qualité nutritionnelle de la viande de poulet peut être expliquée à l'aide des informations sur l'humidité, les protéines brutes, les graisses brutes, les cendres brutes et les fibres brutes comme indiqué par (Kreuzer et *al.*, 2020).

### 5.4 Qualité technologique

Les propriétés technologiques reflètent l'aptitude de la viande à la transformation et à la conservation, en lien avec sa composition (sensibilité à l'oxydation et au développement de

microorganismes) et les modalités de conservation (durée, température, conditionnement, type d'emballage) (Aberle et *al.*, 2012 ; Berri et *al.*, 2019).

Les critères et indicateurs d'évaluation varient selon le type de transformation. Certains indicateurs physico-chimiques permettent de prédire ces propriétés par exemple le pH de la viande de poulet, mais ceci reste difficile (Aberle et *al.*, 2012 ; Berri et *al.*, 2019).

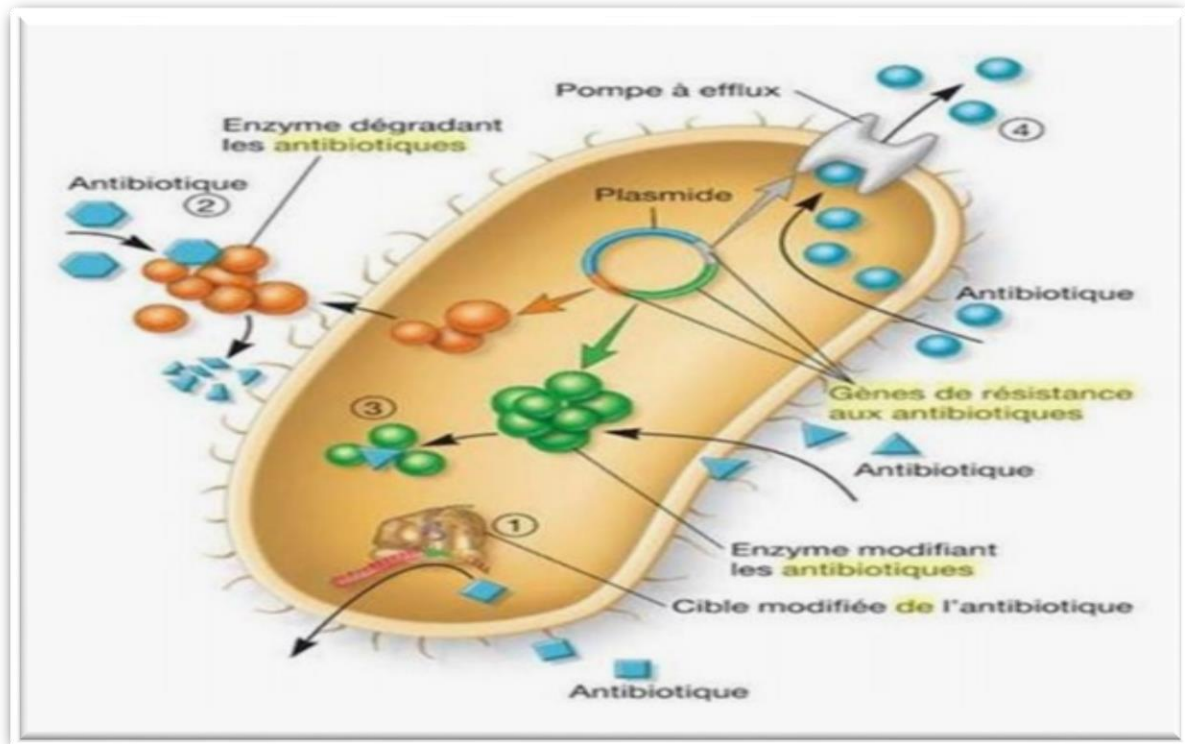
## 6 L'antibiorésistance

### 6.1 Définition

L'antibiorésistance désigne la capacité héréditaire des bactéries à survivre et à se développer malgré la présence d'antibiotiques à des concentrations normalement inhibitrices, rendant ainsi les traitements inefficaces (Brauner et *al.*, 2016 ; Huemer et *al.*, 2020).

Ce phénomène mondial est accentué par l'utilisation excessive et inappropriée des antibiotiques, qui favorise la sélection de bactéries multirésistantes, augmentant la morbidité, la mortalité et les coûts de soins (Darby et *al.*, 2023 ; Santacroce et *al.*, 2023).

Les bactéries peuvent produire des transporteurs membranaires actifs appelés « pompe à efflux » qui sont capables de rejeter des molécules intracellulaires comme les antibiotiques vers l'extérieur de la cellule (Figure 2). Cet efflux de l'antibiotique amènera à une réduction de sa concentration intracellulaire réduisant ou inhibant son efficacité (Boulant et *al.*, 2020).



**Figure 2 :** Mécanisme de résistance des bactéries aux antibiotiques (Presscot, 2018)

## 6.2 L'antibiorésistance chez les poulets

L'élevage avicole utilise abondamment les antibiotiques pour prévenir les infections bactériennes et améliorer la croissance des poulets, mais cette pratique engendre une pression sélective sur leur microbiote, favorisant l'émergence et la dissémination de bactéries résistantes (Anjum et *al.*, 2021 ; Fanher et *al.*, 2020).

Les souches multirésistantes d'*Escherichia coli* et d'autres bactéries zoonotiques présentes dans la viande de poulet représentent un risque direct pour la santé animale et humaine via la chaîne alimentaire (Wibawati et *al.*, 2023 ; Osman et *al.*, 2018).

L'usage excessif des antibiotiques est également associé à des résidus médicamenteux dans les produits avicoles, nuisant à la santé des consommateurs et contribuant à la pollution environnementale par la dissémination des gènes de résistance (Mehdi et *al.*, 2018 ; Vidovic et Vidovic, 2020).

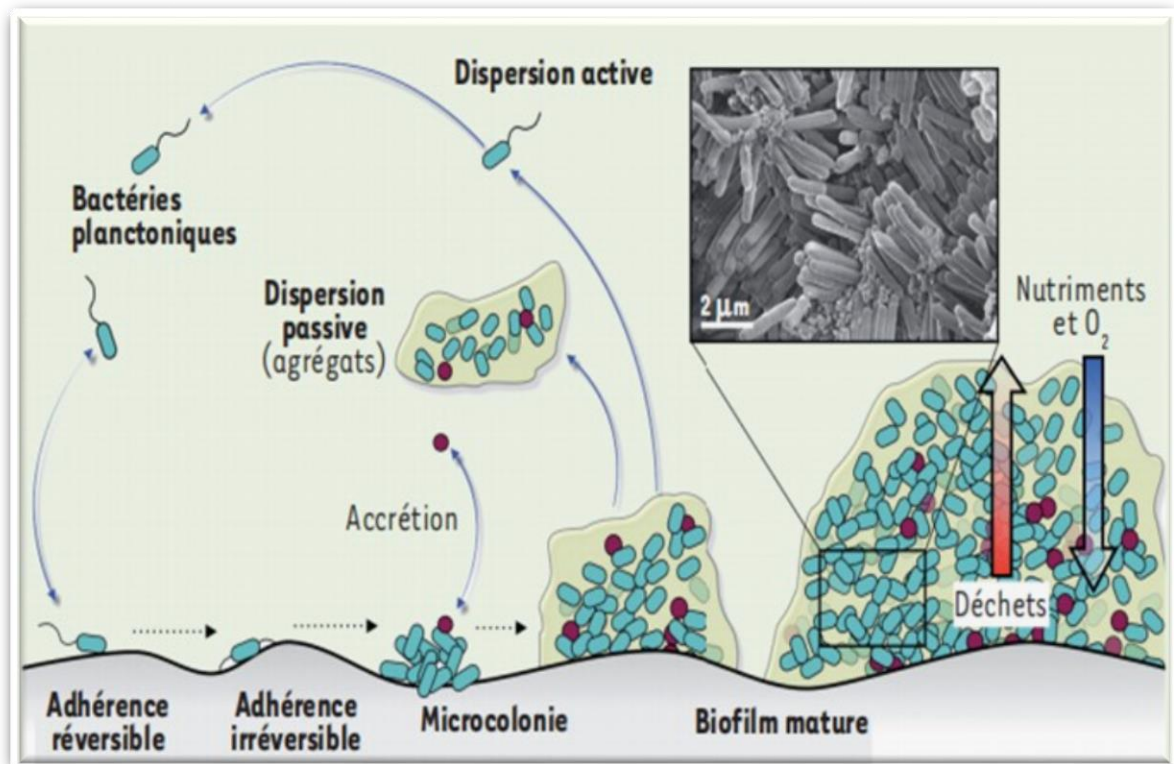
## 7 Les biofilms

### 7.1 Définition

Les biofilms sont des agrégats complexes de bactéries enfermées dans une matrice extracellulaire protectrice, leur conférant une résistance exceptionnelle aux antibiotiques et aux défenses immunitaires de l'hôte (Ribeiro *et al.*, 2016).

Ils constituent une stratégie de survie bactérienne favorisant la persistance dans des environnements hostiles et compliquant le traitement des infections, souvent nécessitant des thérapies longues à fortes doses (Fazeli-Nasab *et al.*, 2022).

Les biofilms se forment en plusieurs étapes (Figure 3). Premièrement, les bactéries du milieu environnant s'adhèrent à une surface, généralement à une interface solide-liquide. Certaines bactéries ont la capacité de s'attacher de manière irréversible à cette surface, entre autres, grâce à des interactions hydrophobes et des récepteurs cellulaires de surface (Rather *et al.*, 2021).



**Figure 3** : Étapes de la formation d'un biofilm sur une surface. Adaptée de (Sauer *et al.*, 2022)

## 7.2 Les biofilms chez les poulets

Chez les poulets, la formation de biofilms par des bactéries pathogènes accroît considérablement le risque de contamination des surfaces d'élevage, des équipements et des produits finis tels que la viande, augmentant ainsi le danger pour la santé humaine par la transmission de maladies alimentaires (Rather, Gupta, Bardhan, et al., 2021).

Ces biofilms permettent une meilleure adhésion bactérienne, une résistance accrue face aux stress environnementaux et aux traitements antimicrobiens, favorisant la survie prolongée des agents pathogènes sur la viande de poulet (Diarra et al., 2023 ; Fazeli-Nasab et al., 2022).

La matrice biofilm favorise également la communication bactérienne via le quorum sensing, régulant l'expression de gènes liés à la résistance, et facilitant le transfert horizontal de gènes de résistance aux antibiotiques, ce qui accentue la dissémination de bactéries multirésistantes dans la chaîne alimentaire avicole (Sudagidan et Aydin, 2008;Plusa, 2019).

Par ailleurs, des enzymes comme les bêta-lactamases peuvent être libérées dans cette matrice, protégeant les bactéries et leur environnement immédiat contre les antibiotiques (Plusa, 2019).

La formation et la maturation des biofilms chez les bactéries pathogènes du poulet sont influencées par des facteurs environnementaux tels que la texture des surfaces, la température, le pH, la disponibilité des nutriments et la motilité des micro-organismes, ce qui rend leur contrôle particulièrement complexe dans les installations avicoles (Rather, Gupta, et Mandal, 2021 ; Alotaibi, 2021).

Lorsque les biofilms atteignent un stade mature, ils peuvent se disperser en libérant des bactéries planctoniques prêtes à coloniser de nouvelles niches, propageant ainsi la contamination (Rumbaugh et Sauer, 2020).



*Partie*

*Pratique*





*Matériels*

*Et*

*Méthodes*



## 1 Problématique

Le poulet est l'une des volailles les plus consommées au monde, ce qui en fait un aliment de choix nécessitant un contrôle sanitaire rigoureux. Sa viande peut être contaminée par des agents microbiologiques et chimiques qui affectent sa sécurité et sa qualité. Ces contaminations représentent un risque majeur pour la santé publique, notamment par la survenue d'intoxications alimentaires et la diffusion de bactéries résistantes aux antibiotiques. Il est donc essentiel de garantir la qualité sanitaire du poulet pour protéger les consommateurs et assurer la fiabilité du produit.

Ce travail porte sur la problématique suivante :

Quels sont les principaux contaminants microbiologiques et chimiques affectant la qualité sanitaire de la viande de poulet commercialisée à Tizi Ouzou ?

Pour y répondre nous avons élaboré l'objectif suivant :

### 1.1 Objectif principal

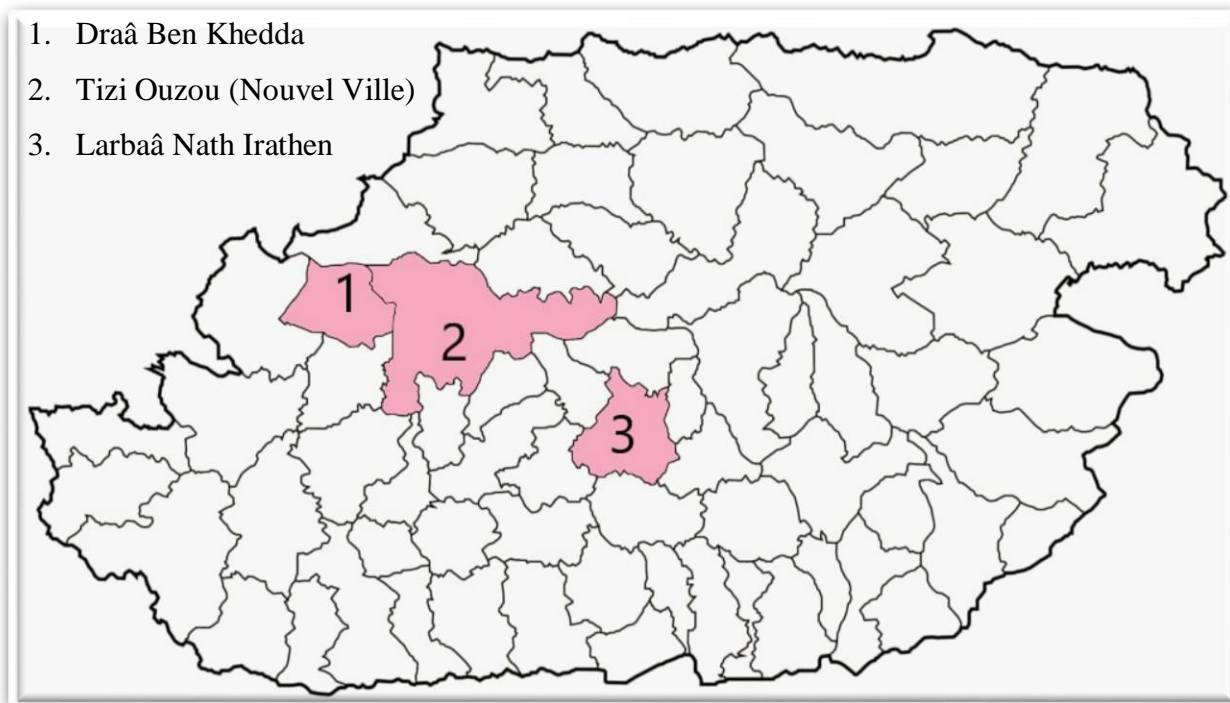
Cette étude a pour but d'évaluer la qualité sanitaire de la viande de poulet commercialisée à Tizi Ouzou en effectuant des analyses microbiologiques pour détecter les micro-organismes et la présence de résidus d'antibiotiques, tout en associant ces résultats à une étude macroscopique. Cette double approche microbiologique et macroscopique permet d'obtenir une appréciation complète, essentielle pour garantir la sécurité et la conformité de la viande destinée à la consommation.

## 2 Lieu et période d'étude

L'étude a été réalisée au sein du laboratoire de microbiologie du département des sciences biologiques et agronomiques, situé sur le campus Bastos de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou, B.P. 17, 15000 Tizi-Ouzou, Algérie. Elle s'est déroulée sur une période d'un mois et demi, du 1er mars au 15 avril.

### 3 Zone d'étude

Les prélèvements utilisés dans cette recherche ont été effectués au niveau de la Wilaya de Tizi Ouzou, principalement à Nouvelle Ville, Draâ Ben Khedda et à Larbaâ Nath Irathen.



**Figure 4 :** Carte de la wilaya de Tizi-Ouzou montrant les communes de prélèvement (réalisé avec Paint 3D)

## 4 Matériel et méthode

### 4.1 Matériel utilisé

Nous avons utilisé le matériel habituellement employé dans un laboratoire de microbiologie. (Voir annexes N° 2 et 3)

### 4.2 Méthodes

#### 4.2.1 Fiche d'enquête

Dans le cadre de cette étude, une fiche d'enquête a été élaborée afin de collecter toutes les informations pertinentes relatives à la vente de viande de poulet. (Voir annexe N°1)

## 4.2.2 Collecte et transport des prélèvements

Nous avons collecté un total de 20 prélèvements de viande de poulet, chacun provenant d'un point de vente différent.

À 8 heures du matin, 9 prélèvements ont été réalisés. Ils ont été analysés immédiatement après leur collecte.

À 17 heures, 11 prélèvements ont été effectués. Ceux-ci ont été conservés au réfrigérateur pendant la nuit avant d'être analysés le lendemain matin.

Tous les prélèvements ont été placés dans des sacs stériles afin de prévenir toute contamination externe, puis transportés dans des glacières.

## 4.2.3 Étude de la qualité sanitaire

### 4.2.3.1 Étude macroscopique

L'étude macroscopique effectuée porte sur l'observation des caractéristiques visibles à l'œil nu, notamment la couleur, l'odeur, la consistance et la perte d'eau de l'échantillon. Ces critères donnent une première indication sur l'état et la qualité du produit.

### 4.2.3.2 Analyses microbiologiques

L'analyse microbiologique réalisée permet d'identifier et de quantifier les micro-organismes présents dans un échantillon. Elle est essentielle pour évaluer la qualité sanitaire, détecter la présence de germes pathogènes, et garantir la sécurité des produits.

## A. Préparation des dilutions

La préparation des dilutions consiste à diluer progressivement l'échantillon dans un diluant stérile afin de réduire la concentration microbienne pour un dénombrement précis. (Norme ISO 6887-1:2017) (Voir annexe N°4)

### a) Préparation des échantillons

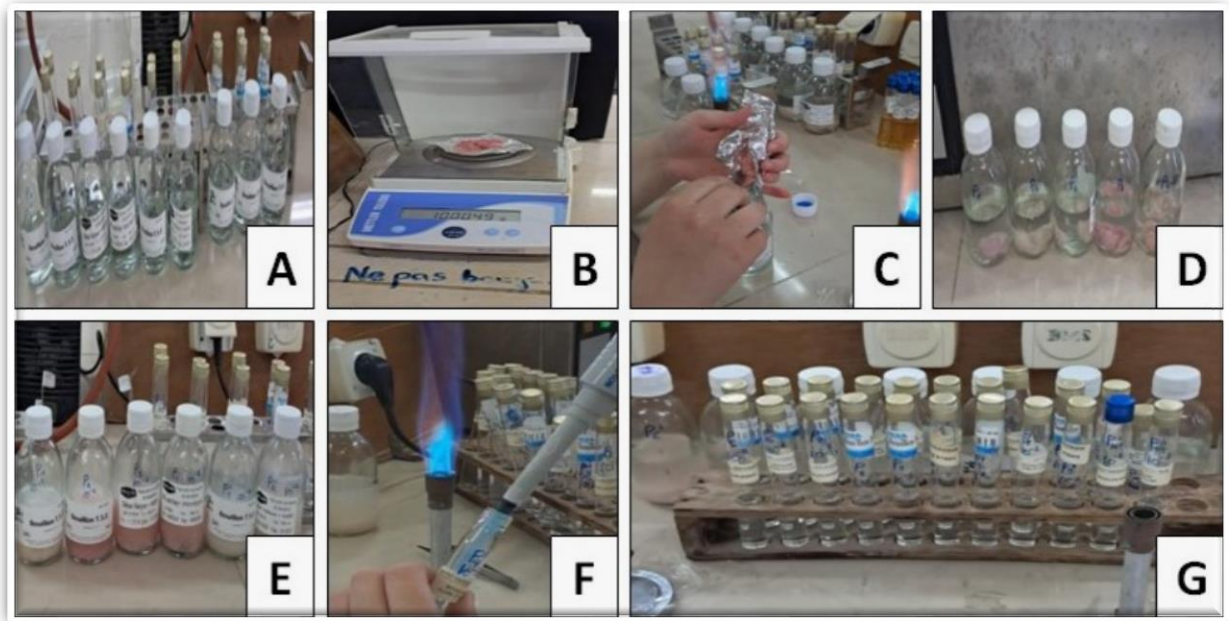
On prépare des flacons et tubes contenant un diluant stérile, puis on pèse précisément les échantillons à analyser.

**b) Préparation de la solution mère**

On mélange les échantillons avec les diluants pour obtenir des solutions mères à 1/10.

**c) Préparation des dilutions décimales**

On réalise des dilutions successives à partir de la solution mère pour obtenir des concentrations plus faibles, facilitant le dénombrement des micro-organismes.

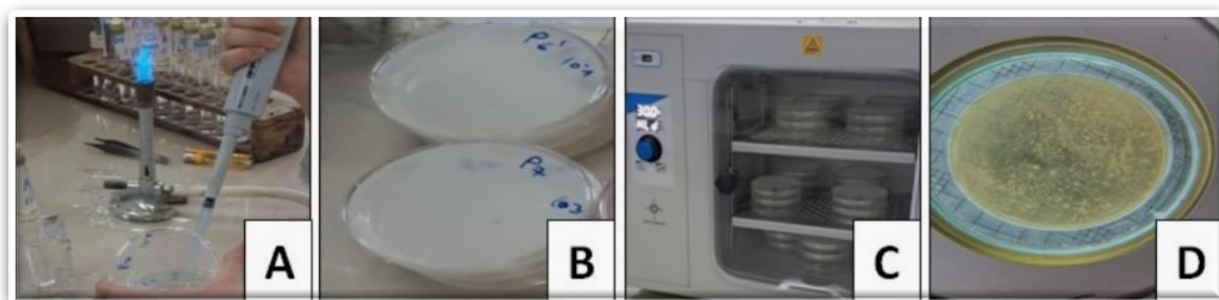


**Figure 5 :** Étape de préparation des dilutions  
(photo personnelle)

- A. Préparation des flacons et tubes à essais stériles contenant le diluant TSE.
- B. Peser 10g de l'échantillon à l'aide d'une balance de précision.
- C. Introduire l'échantillon dans le flacon contenant le diluant TSE à l'aide d'une cuillère stérile.
- D. Homogénéiser le flacon pour obtenir la solution mère.
- E. La solution mère.
- F. Préparation des dilutions.
- G. Les dilutions décimales.

## B. Recherche et dénombrement de la flore mésophile aérobie totale (FMAT)

Le dénombrement de la flore mésophile aérobie totale sert à mesurer la quantité totale de micro-organismes dans un produit. Cette flore ne correspond pas à une famille bactérienne précise. Le test se fait sur un milieu solide appelé gélose PCA en double couche. Les colonies qui se développent entre les deux couches sont ensuite comptées. Ce test permet de contrôler la qualité microbiologique du produit et l'efficacité des méthodes d'hygiène et de traitement utilisées tout au long de la chaîne de fabrication. Une forte présence de ces germes peut être un risque pour la sécurité du produit. (Norme ISO 4833-1:2013) (Voir annexe N°5)

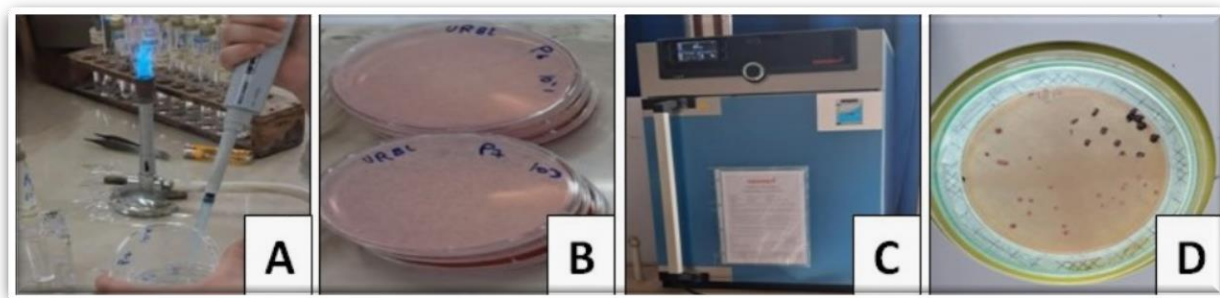


**Figure 6 :** Étape de recherche et dénombrement de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) (Photo personnelle)

- A. Introduire 1ml de la solution dans une boîte de Pétri stériles.
- B. Les boîtes coulées avec la gélose PCA.
- C. Mettre les boîtes en étuve à 30°C pendant 72 heures.
- D. Dénombrement de la flore mésophile aérobie totale à l'aide d'un compteur de colonies.

## C. Recherche et dénombrement des coliformes fécaux (CF)

Le dénombrement des coliformes sert à détecter et quantifier les bactéries indicatrices de contamination fécale. Ces bactéries sont recherchées sur un milieu sélectif appelé gélose VRBL. Les colonies caractéristiques sont ensuite comptées afin d'apprécier la qualité microbiologique des échantillons et d'identifier toute présence possible de contamination d'origine fécale. (Norme NF V08-060) (Voir annexe N°6)

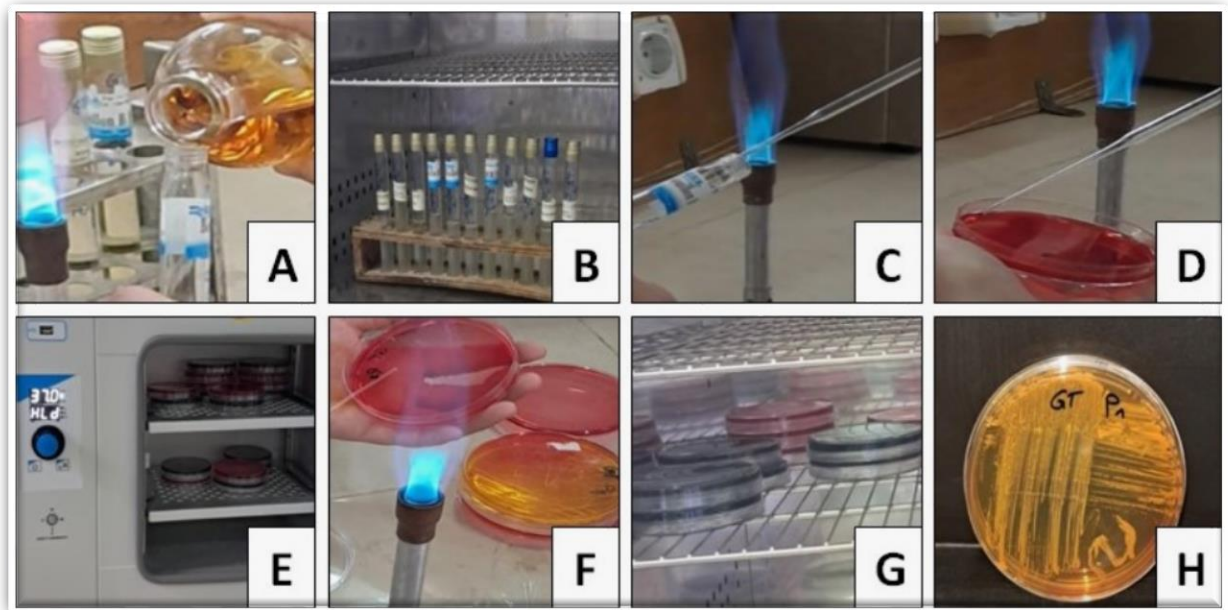


**Figure 7 :** Étapes de recherche et dénombrement des coliformes fécaux (CF)  
(Photo personnelle)

- A. Introduire 1ml de la solution dans une boîte de Pétri stérile.
- B. Les boîtes coulées avec la gélose VRBL.
- C. Mettre les boîtes en étuve à 44°C pendant 24 heures.
- D. Dénombrement des coliformes fécaux à l'aide d'un compteur de colonies.

#### **D. Recherche et identification de *Staphylococcus aureus***

La recherche et l'identification de *Staphylococcus aureus* consiste à favoriser la croissance de cette bactérie sur un milieu sélectif appelé gélose Chapman, après un enrichissement préalable. Les colonies caractéristiques sont ensuite identifiées et confirmées par observation morphologique et par des tests, notamment le test de catalase et la coloration de Gram. Ce procédé permet de détecter et d'isoler *Staphylococcus aureus*, un agent pathogène important en microbiologie alimentaire et clinique. (Norme ISO 6888-1:2021)  
(Voir annexe N°7)

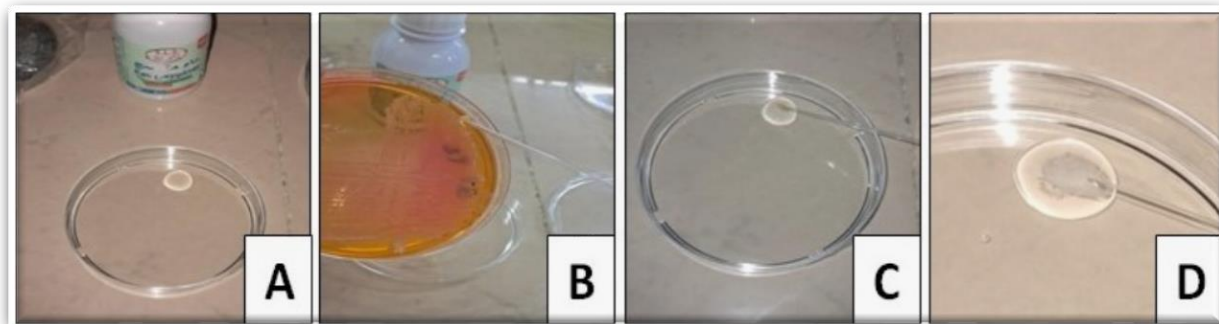


**Figure 8 :** Étapes de recherche et d'identification de *Staphylococcus aureus*  
(Photo personnelle)

- A. Enrichissement des tubes contenant les dilutions par le milieu Giolitti contoni.
- B. Incubation en étuve à 37°C pendant 24 heures.
- C. Prélever une goutte du milieu d'enrichissement.
- D. Ensemencement de la goutte sur une boîte de Pétri contenant le milieu Chapman.
- E. Incubation en étuve à 37°C pendant 24 heures.
- F. Ensemencement d'une colonie caractéristique de *Staphylococcus aureus* sur une boîte de Pétri
- G. Contenant le milieu Chapman.
- H. Incubation en étuve à 37°C pendant 24 heures.
- I. Culture de *Staphylococcus aureus* sur gélose Chapman.

### E. Test de la catalase

Le test de la catalase permet d'identifier la présence de l'enzyme catalase chez les bactéries par la libération d'oxygène. (Voir annexe N°8)

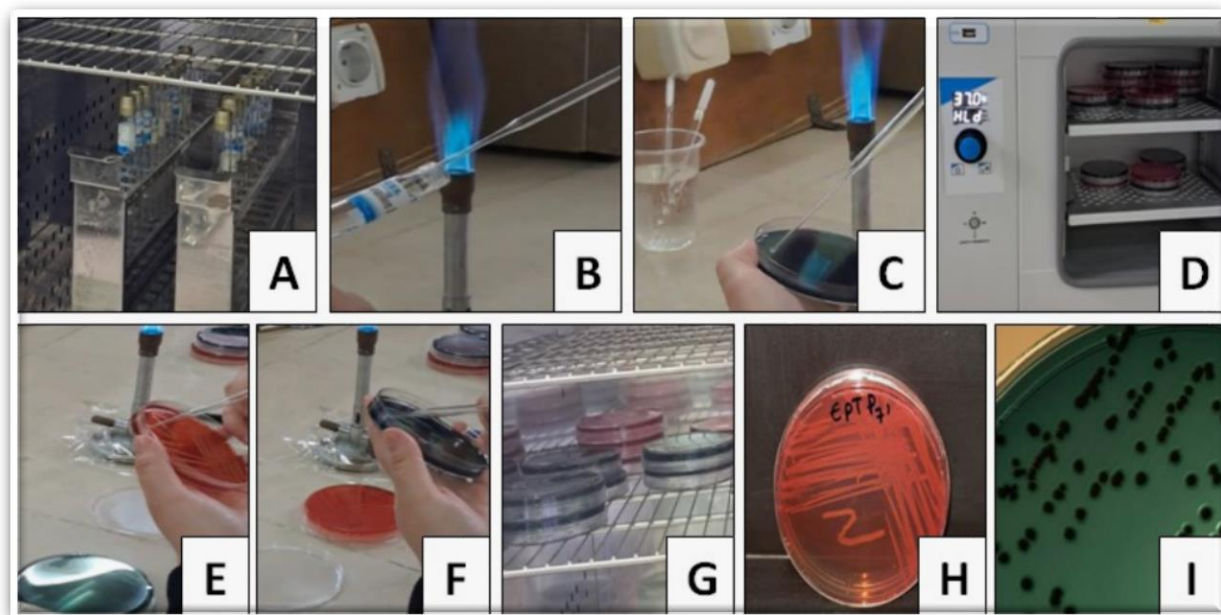


**Figure 9** : Étapes du test de catalase  
(Photo personnelle)

- A. Déposer une goutte d'eau oxygénée sur une boîte de Pétri.
- B. Prélever une colonie caractéristique de *Staphylococcus aureus* à l'aide d'une pipette pasteur stérile.
- C. Mettre en contact la colonie bactérienne avec la goutte d'eau oxygénée.
- D. Dégagement de bulles de gaz indiquant une activité catalase positive.

### F. Recherche et identification de *Salmonella spp* et d'*Escherichia coli* (*E. coli*)

La recherche et l'identification de *Salmonella spp* et d'*Escherichia coli* consiste à favoriser la croissance de ces bactéries recherchées sur un milieu sélectif appelé gélose Hektoen, après un enrichissement préalable. Les colonies caractéristiques sont ensuite identifiées et confirmées par observation morphologique, ainsi que par des tests, notamment la galerie API 20 E et la coloration de Gram. Ce procédé permet de détecter et d'isoler *Salmonella* et *Escherichia coli*, des agents pathogènes importants en microbiologie alimentaire et clinique. (Normes ISO 6579-1:2017) (Voir annexe N°9)

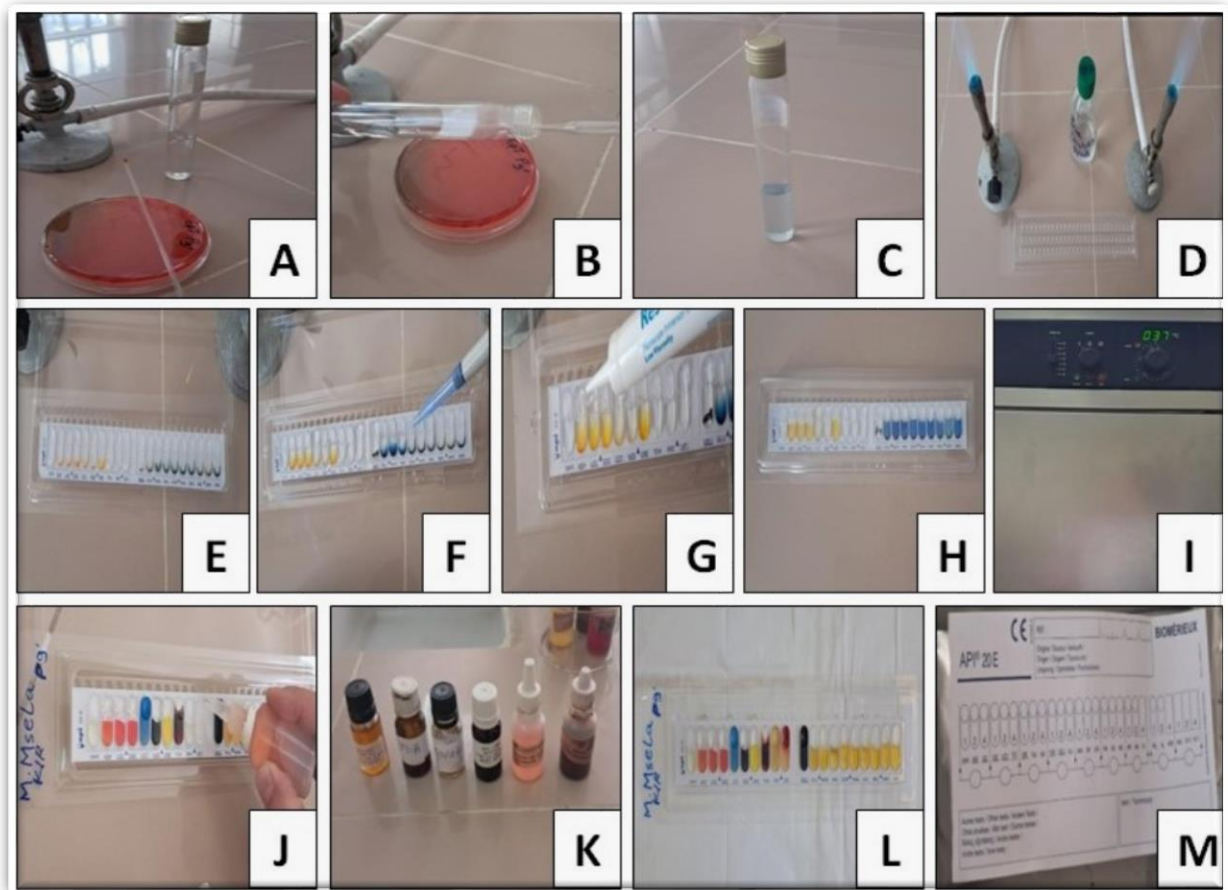


**Figure 10 :** Étapes de recherche et d'identification de *Salmonella spp* et d'*Escherichia coli* (*E. coli*) (Photo personnelle)

- A. Incubation des tubes enrichis avec de l'eau peptonée tamponnée en étuve à 37 °C pendant 24 heures.
- B. Prélever une goutte du milieu d'enrichissement.
- C. Ensemencement de la goutte sur une boîte de Pétri contenant le milieu Hektoen.
- D. Incubation en étuve à 37°C pendant 24 heures.
- E. Prélever une colonie caractéristique d'*E. coli*.
- F. Ensemencement de la colonie sur une boîte de Pétri contenant le milieu Hektoen.
- G. Incubation en étuve à 37°C pendant 24 heures.
- H. Culture d'*Escherichia coli* sur gélose Hektoen.
- I. Culture de *Salmonella spp* sur gélose Hektoen. (Hudzicki, 2010, ASM)

### G. Identification par la galerie Api20E

L'identification par la galerie Api20E repose sur la détermination des profils biochimiques des entérobactéries à partir d'une série de tests miniaturisés. Les réactions obtenues sont ensuite codées selon un système numérique permettant une identification précise au niveau de l'espèce grâce à un logiciel ou un tableau d'interprétation. (Voir annexe N°10)



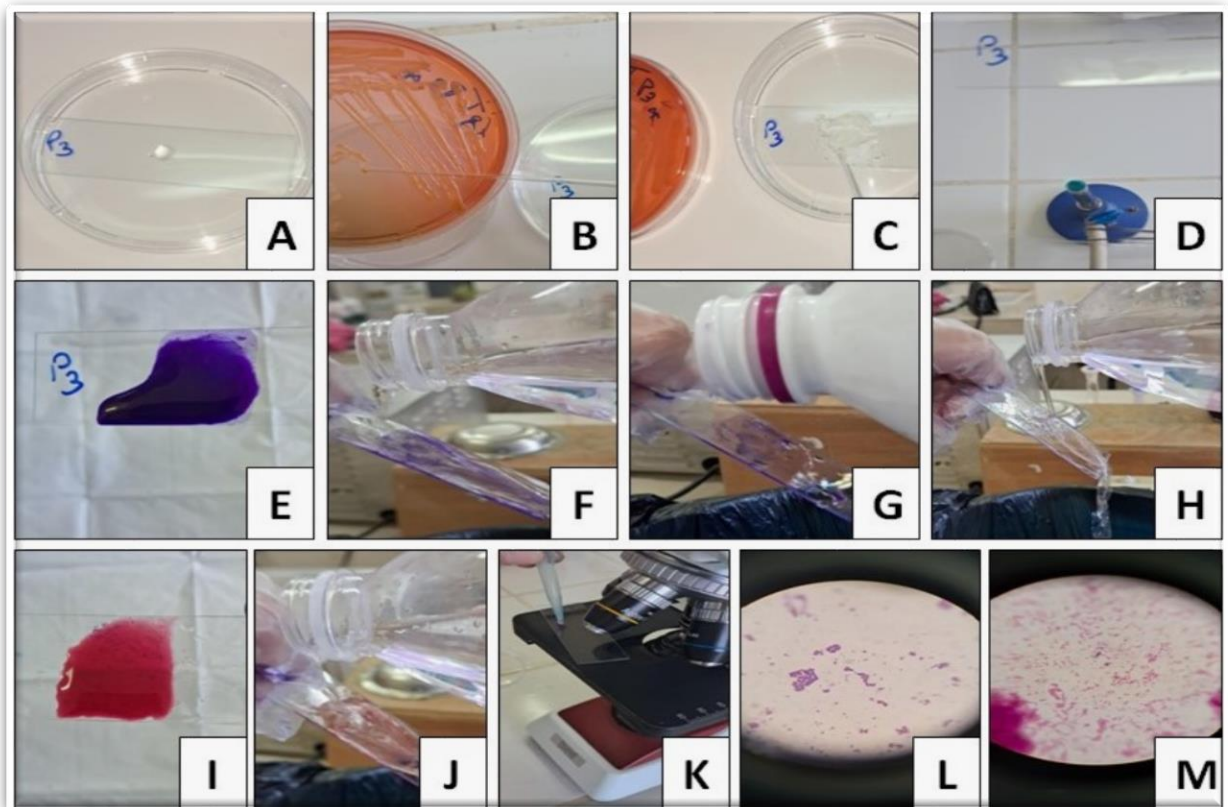
**Figure 11 :** Étapes de l'identification par la galerie API 20E  
(Photo personnelle)

- A. Prélever une colonie bien isolée, caractéristique d'*E. coli*, à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- B. Introduire la colonie prélevée dans un tube contenant de l'eau physiologique, puis homogénéiser.
- C. Suspension bactérienne homogène.
- D. Verser 5 ml d'eau distillée dans une boîte d'incubation pour assurer une atmosphère humide.
- E. Déposer la galerie API 20E dans la boîte d'incubation et l'incliner légèrement vers l'avant en utilisant le couvercle.
- F. Remplir les tubes et les cupules selon les tests avec la suspension bactérienne à l'aide d'une micropipette stérile.
- G. Remplir les cupules de certains tests avec l'huile de vaseline.
- H. Refermer soigneusement la boîte d'incubation.

- I. Incuber la boîte en étuve à 37°C pendant 24 heures.
- J. Addition des réactifs aux tests qui le nécessitent.
- K. Les réactifs utilisés.
- L. Lecture de la galerie.
- M. Noter toutes les réactions sur la fiche de résultats pour obtenir le code d'identification.

## H. Coloration de Gram

La coloration de Gram est une technique microbiologique utilisée pour classer les bactéries en deux catégories principales selon leur réaction à une série de colorations, facilitant ainsi leur identification. (Voir annexe N°11)



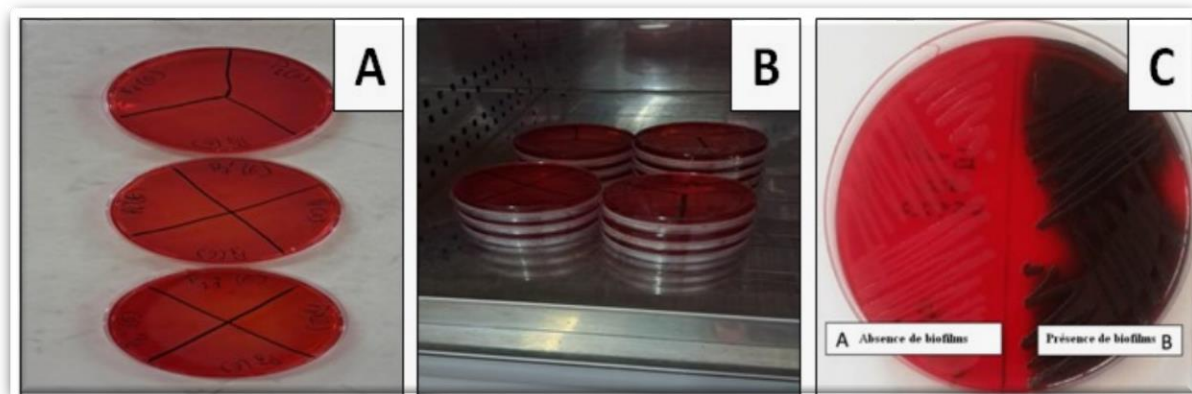
**Figure 12 :** Étapes de la coloration de Gram  
(Photo personnelle)

- A. Déposer une goutte d'eau distillée sur une lame propre.
- B. Ajouter 2 à 3 colonies bien isolées à l'aide d'une pipette pasteur.
- C. Étaler la goutte sur la grande surface de la lame.

- D. Fixer le frottis en passant la lame rapidement 3 fois dans la petite flamme du bec Bunsen, le côté frottis vers le haut.
- E. Déposer quelques gouttes de violet de gentiane sur le frottis fixé.
- F. Rincer délicatement à l'eau distillée.
- G. Verser quelques gouttes d'alcool-acétone sur la lame pour la décoloration.
- H. Rincer à l'eau pour arrêter la décoloration.
- I. Déposer quelques gouttes de la fuchsine pour la contre coloration.
- J. Rincer délicatement à l'eau distillée.
- K. Ajouter une goutte d'huile de vaseline, puis observer au microscope au grossissement 1000x.
- L. Examen microscopique d'une bactérie Gram positive (coloration violette)
- M. Examen microscopique d'une bactérie Gram négative (coloration rose)

### I. Détecter la présence de biofilm microbien

La détection des biofilm microbien consiste à cultiver les bactéries sur un milieu contenant du Rouge Congo. La présence ou l'absence de biofilm est ensuite déterminée par l'observation de la coloration des colonies. (Voir annexe N°12)



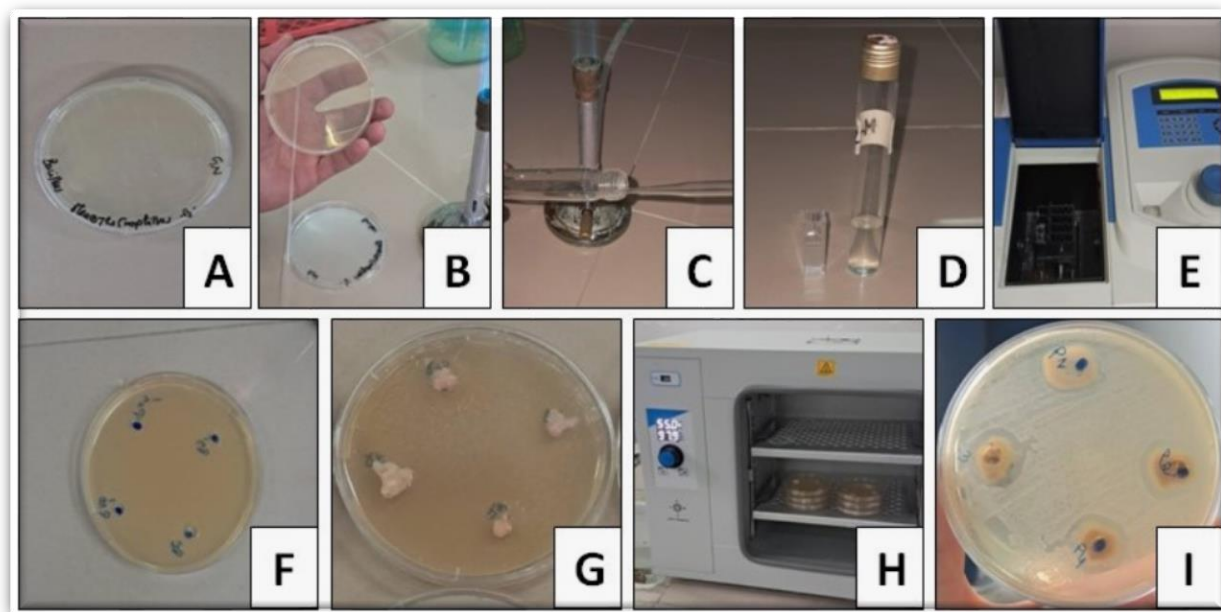
**Figure 13 :** Étapes de détection de la présence de biofilm microbien  
(Photo personnelle)

- A. Des boîtes de Pétri contenant la gélose Rouge Congoensemencées par des colonies bactériennes.
- B. Incuber les boîtes en étuve à 37°C pendant 24 heures.

C. Absence et présence de biofilm sur la gélose Rouge Congo. (Katongole et *al.*, 2020)

## J. Recherche de la présence de résidus d'antibiotiques

La recherche de la présence de résidus d'antibiotiques repose sur la détection de zones d'inhibition de croissance bactérienne sur le milieu de culture Mueller-Hinton, en utilisant la souche *Bacillus stearothermophilus*. (Voir annexe N°13)



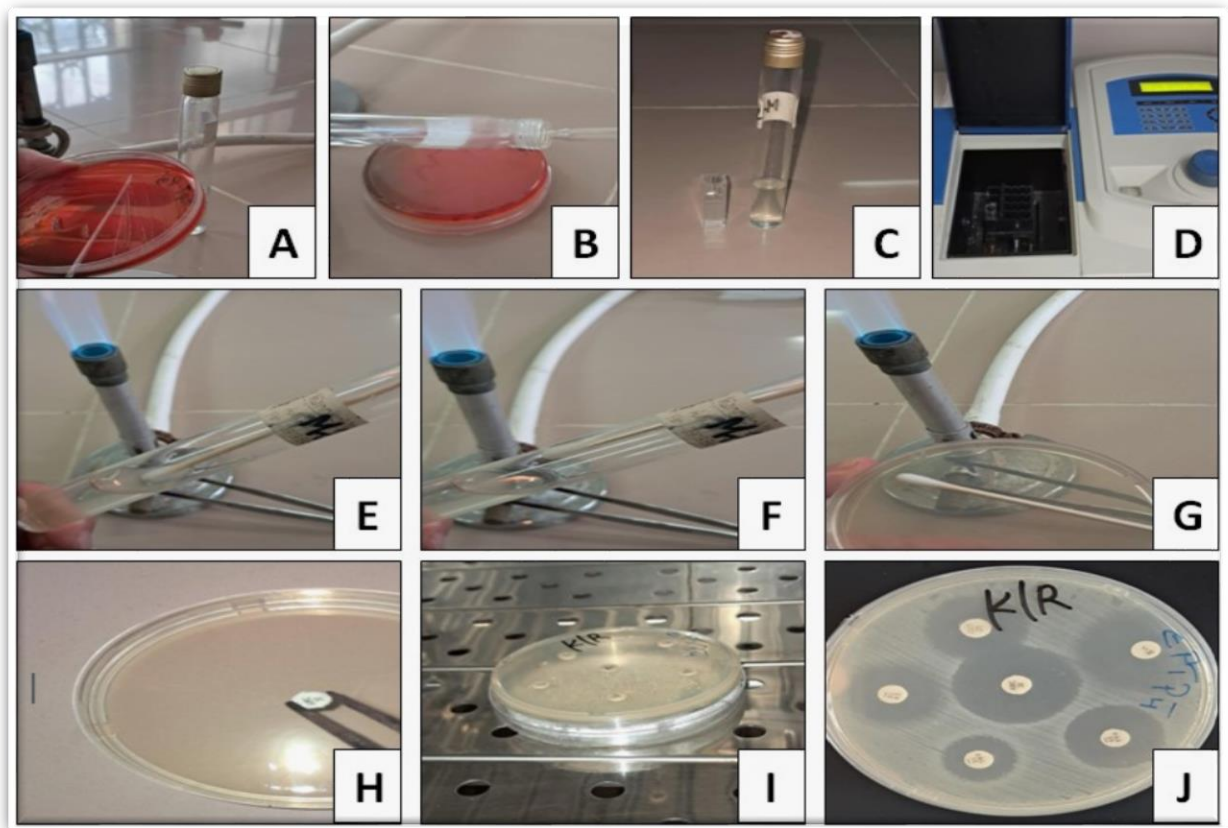
**Figure 14** : Étapes de recherche de la présence de résidus d'antibiotiques  
(Photo personnelle)

- A. La souche de *Bacillus stearothermophilus*.
- B. Prélever quelques colonies bien isolées de la souche bactérienne à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- C. Introduire les colonies prélevées dans un tube contenant de l'eau physiologique, puis homogénéiser.
- D. Prélever une partie de cette suspension dans une cuve.
- E. Mettre la cuve dans un spectrophotomètre pour ajuster la concentration de la suspension bactérienne à une D.O comprise entre 0.08 et 0.1.
- F. Réaliser des puits dans une boîte contenant le milieu Mueller-Hinton, puis ensemencher la surface de la boîte avec la suspension bactérienne par écouvillonnage.

- G. Déposer des petits morceaux des échantillons dans les puits à l'aide d'une pince stérile.
- H. Incuber les boîtes à 55 °C pendant 24 heures.
- I. Mesurer les diamètres des zones d'inhibition.

### K. Antibiogramme

L'antibiogramme permet d'évaluer la sensibilité d'une souche bactérienne à différents antibiotiques en mesurant l'inhibition de sa croissance autour de disques imprégnés d'antibiotiques sur gélose Mueller-Hinton. Cette méthode standardisée facilite la classification des souches. (Norme ISO 20776-1:2020) (Voir annexe N°14)

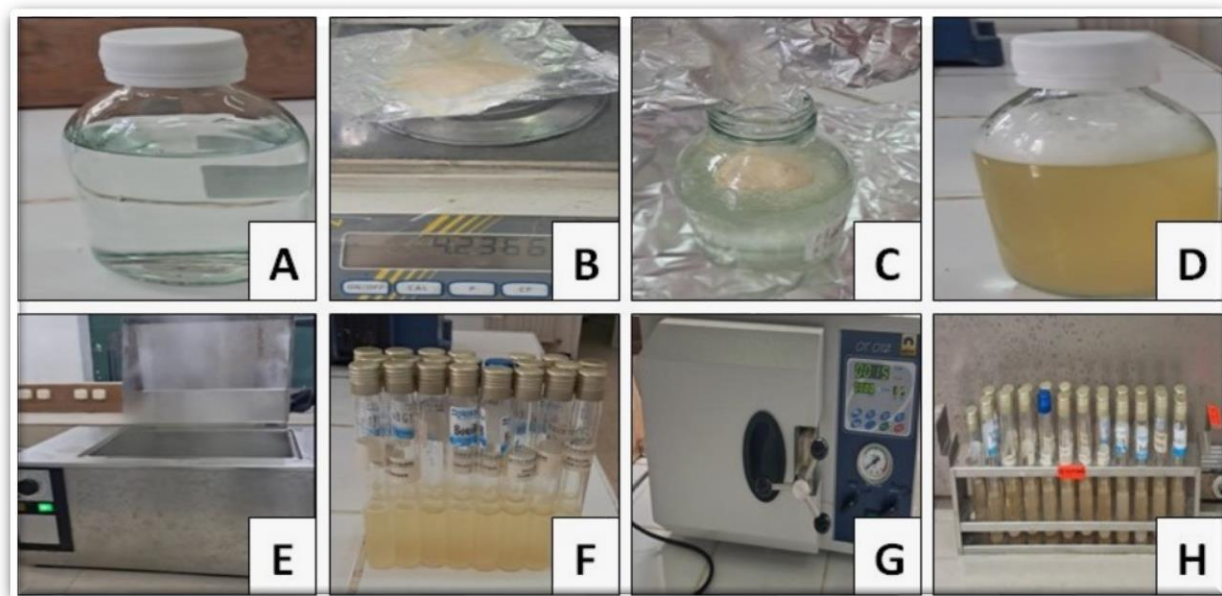


**Figure 15 :** Étapes de l'antibiogramme  
(Photo personnelle)

- A. Prélever quelques colonies bactériennes bien isolées à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- B. Introduire les colonies prélevées dans un tube contenant de l'eau physiologique puis homogénéiser.
- C. Prélever une partie de cette suspension dans une cuve.
- D. Mettre la cuve dans un spectrophotomètre pour ajuster la concentration de la suspension bactérienne à une D.O comprise entre 0.08 et 0.1.
- E. Tremper un écouvillon stérile dans la suspension bactérienne préparée.
- F. Presser l'écouvillon contre la paroi du tube pour éliminer l'excès de liquide.
- G. Ensemencer sur une boîte contenant le milieu Mueller- Hinton en réalisant des stries serrées de haut en bas.
- H. Déposer les disques d'antibiotiques sur la surface du milieu à l'aide d'une pince stérile.
- I. Incuber les boîtes en étuve à 37 °C pendant 24 heures.
- J. Mesurer le diamètre des zones d'inhibition et classer les souches en sensibles, intermédiaires, résistantes.

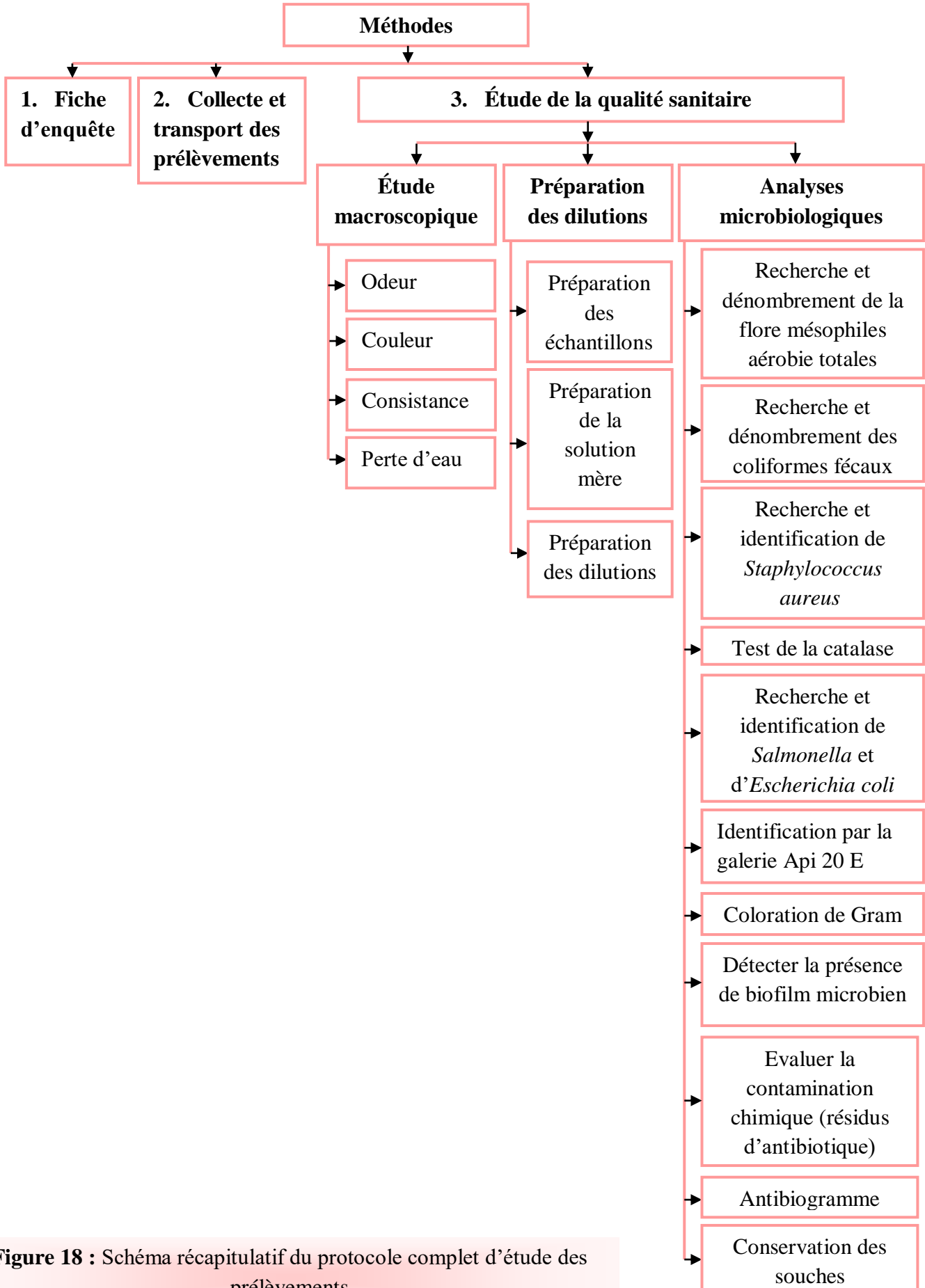
## L. Conservation de la souche

La conservation des souches bactériennes sur gélose PCA consiste à les stocker sur ce milieu nutritif qui permet de préserver leur croissance et leur vitalité, garantissant ainsi leur stabilité pour des analyses futures. (Voir annexe N°15)



**Figure 16 :** Étapes de conservation de la souche  
(Photo personnelle)

- A. Préparer un flacon contenant 180 ml d'eau distillée.
- B. Peser 4,23 g de poudre de gélose PCA.
- C. Introduire la poudre dans le flacon.
- D. Homogénéiser le mélange.
- E. Chauffer le mélange au bain-marie avec agitation constante pendant au moins 1 minute pour dissoudre complètement la poudre.
- F. Répartir le milieu dans des tubes à essai, en remplissant chaque tube avec 9 ml du milieu.
- G. Stériliser les tubes en autoclave à 121 °C pendant 15 minutes.
- H. Conservation des souches dans les tubes PCA.



**Figure 18 :** Schéma récapitulatif du protocole complet d'étude des prélèvements

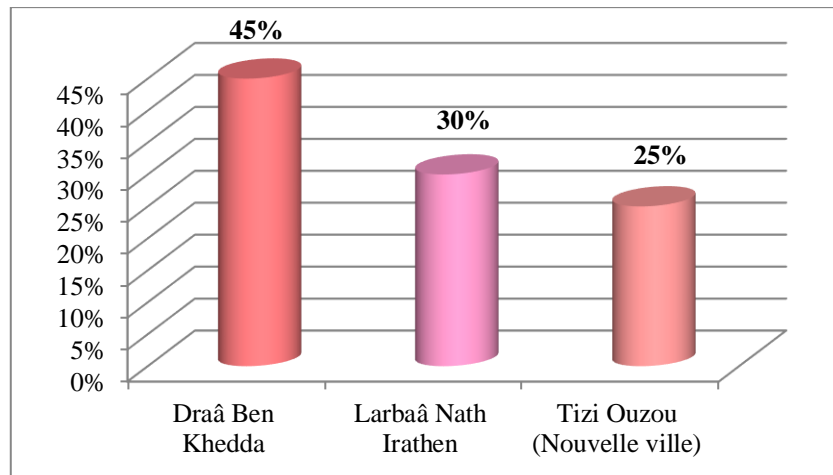


# *Résultats*



## 1 Partie enquête

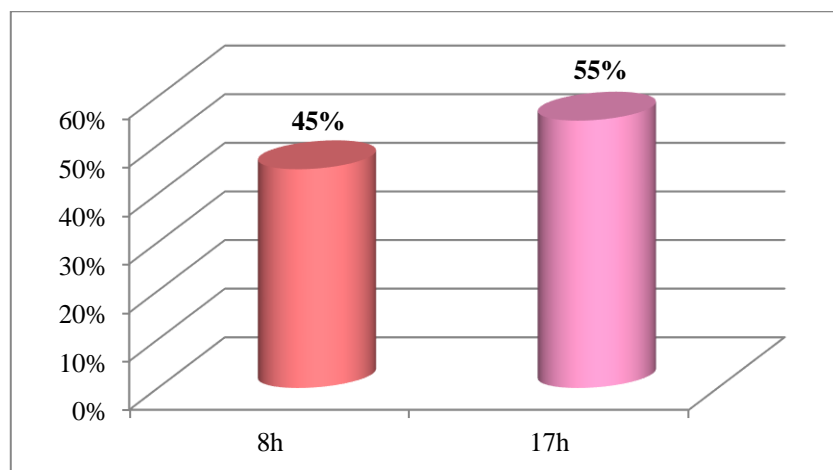
### 1.1 Répartition des prélèvements selon la commune



**Figure 18** : Répartition des prélèvements selon la commune

Ce graphique illustre la répartition des prélèvements effectués dans trois communes différentes, avec 45% réalisés à Draa ben khedda, 30% à Larbaa Nath Irathen et 25% à Tizi Ouzou (Nouvel ville). (Figure 18)

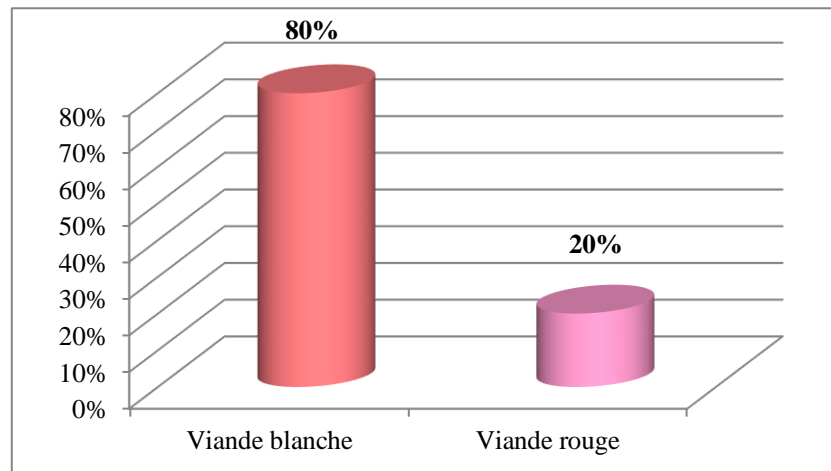
### 1.2 Répartition des prélèvements selon l'heure



**Figure 19** : Répartition des prélèvements selon l'heure

Ce graphique illustre la répartition des prélèvements effectués à deux moments de la journée, avec 45% collectés le matin à 8h et 55% en fin de journée à 17h. (Figure 19)

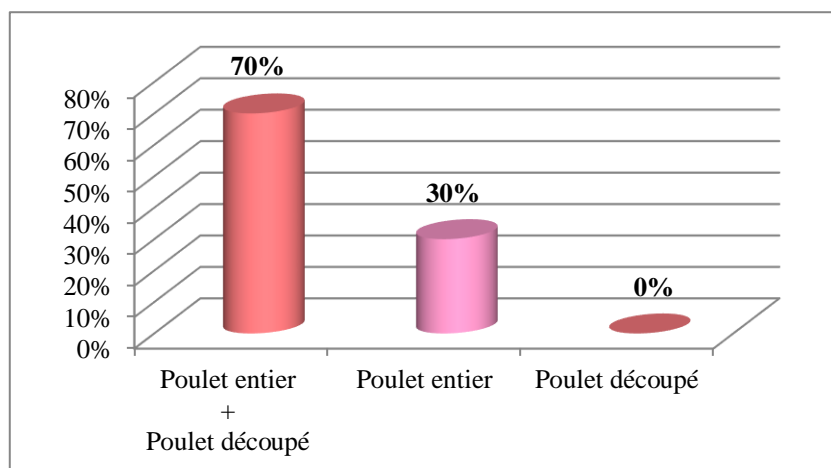
### 1.3 Répartition des ventes selon le type de viande



**Figure 20** : Répartition des ventes selon le type de viande

Ce graphique montre que la viande blanche est la plus vendue, avec un taux de 80%. (Figure 20)

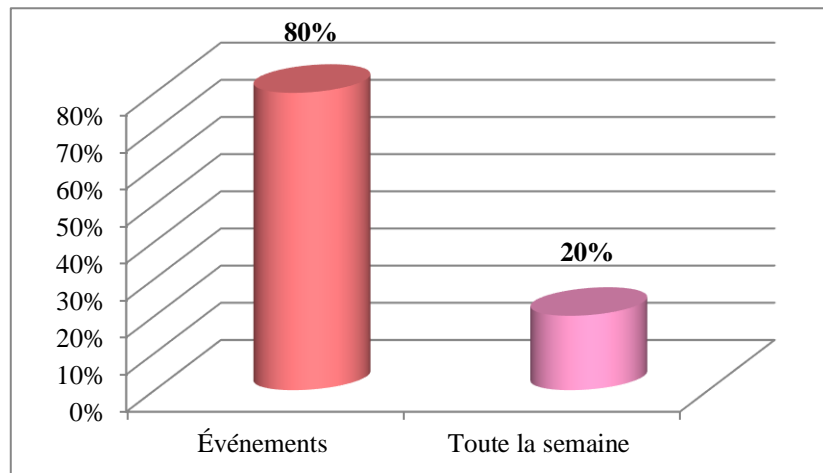
### 1.4 Modalités des ventes de la viande blanche (viande de poulet)



**Figure 21** : Modalités des ventes de la viande blanche

Ce graphique montre que 70% des ventes concernent une combinaison de poulet entier et découpé, tandis que 30% des ventes concernent uniquement le poulet entier. Le poulet entier est donc majoritairement vendu, illustrant sa forte présence dans les ventes. (Figure 21)

### 1.5 Réparation des ventes de la viande blanche (viande de poulet)

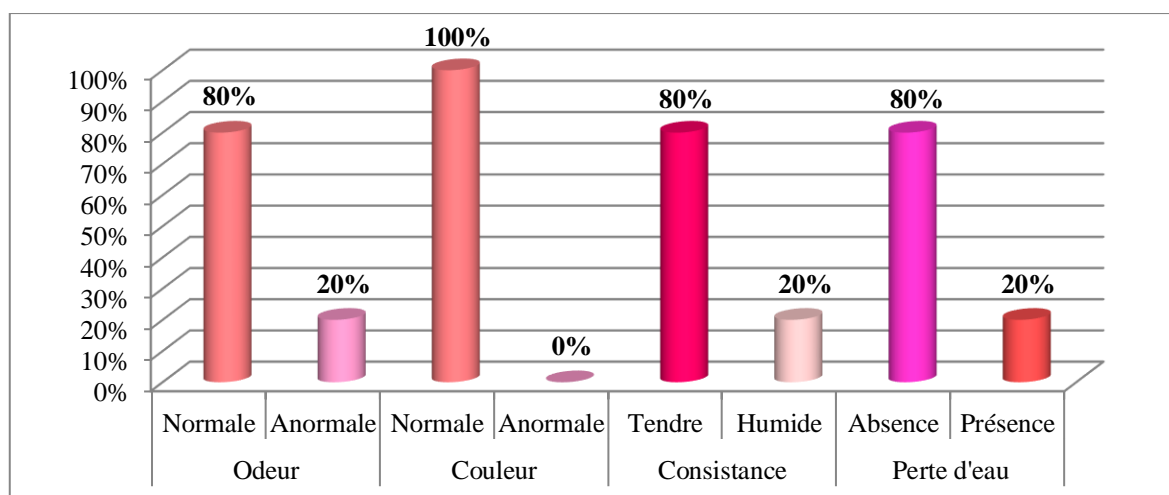


**Figure 22** : Réparation des ventes de la viande blanche

On observe que la période où la vente est la plus élevée est la période des événements, avec 80%, tandis que la vente est faible durant le reste de la semaine, à 20%. (Figure 22)

## 2 Résultats macroscopique et microbiologique

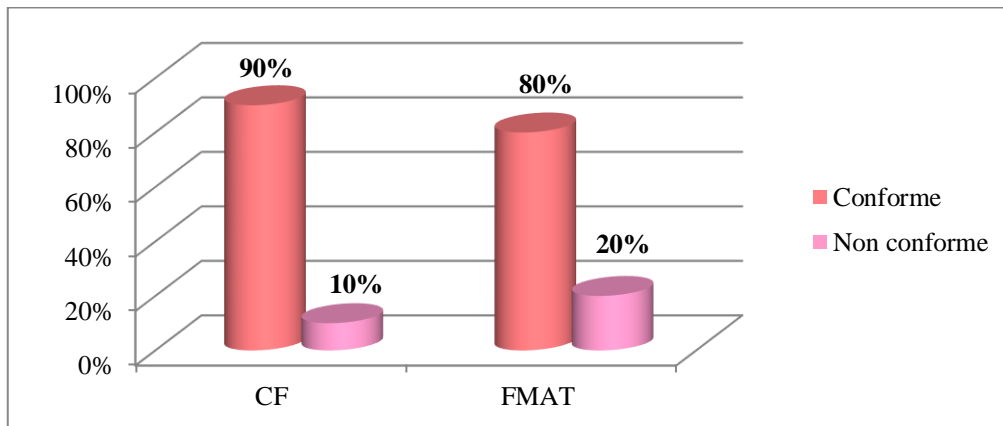
### 2.1 Répartition des prélèvements selon les critères macroscopiques



**Figure 23** : Répartition des prélèvements selon les critères macroscopiques

Les résultats montrent que La majorité des prélèvements présentent des caractéristiques macroscopiques normales, tandis que 20% présentent une odeur anormale et une perte d'eau. (Figure 23)

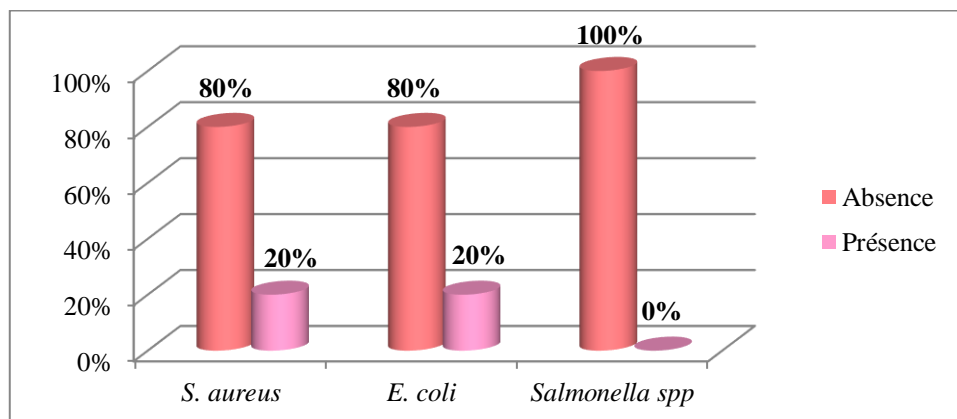
## 2.2 Répartition des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) et des coliformes fécaux (CF)



**Figure 24** : Répartition des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) et des coliformes fécaux (CF)

La flore mésophile aérobie totale est conforme dans 80% des prélèvements et les coliformes fécaux dans 90%. (Figure 24)

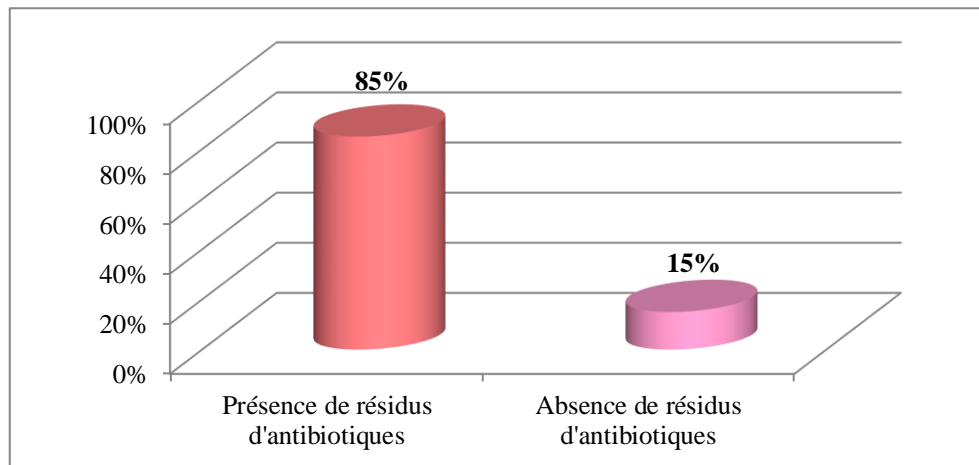
## 2.3 Répartition des prélèvements selon la présence de *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* et *Salmonella spp*



**Figure 25** : Répartition des prélèvements selon la présence de *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* et *Salmonella spp*

La présence de *Staphylococcus aureus* et d'*Escherichia coli* est observée dans 20% des prélèvements, *Salmonella spp* n'a été détectée dans aucun des prélèvements. (Figure 25)

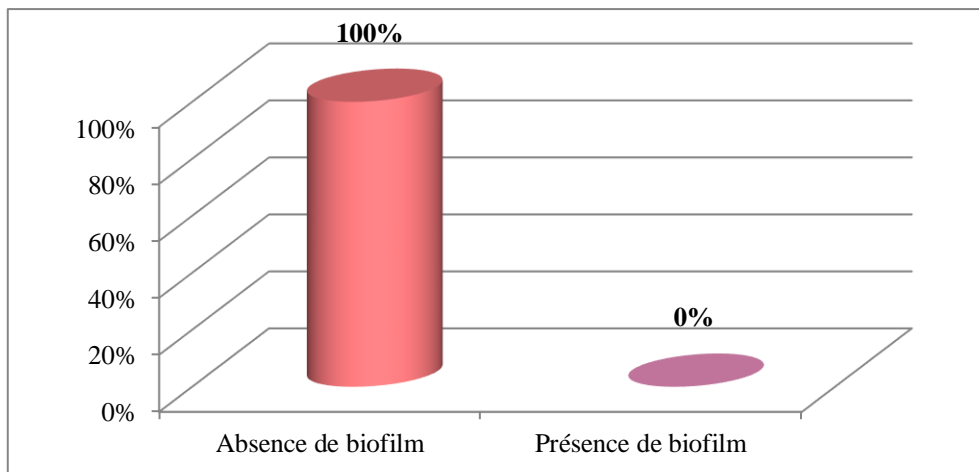
## 2.4 Répartition des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques



**Figure 26** : Répartition des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques

La présence de résidus d'antibiotiques est observée dans 85 % des prélèvements, tandis que 15 % ne présentent aucune trace. (Figure 26)

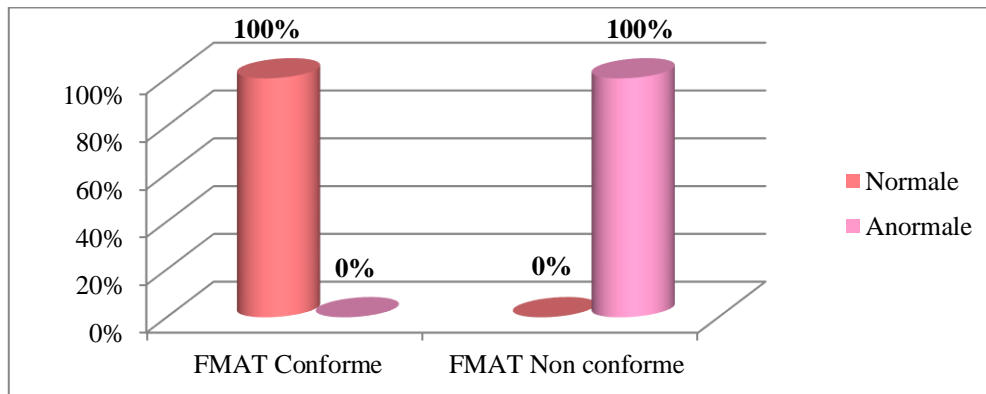
## 2.5 Répartition des prélèvements selon la présence de biofilm



**Figure 27** : Répartition des prélèvements selon la présence de biofilm

Dans l'ensemble des prélèvements, 100% présentent une absence totale de formation de biofilm. (Figure 27)

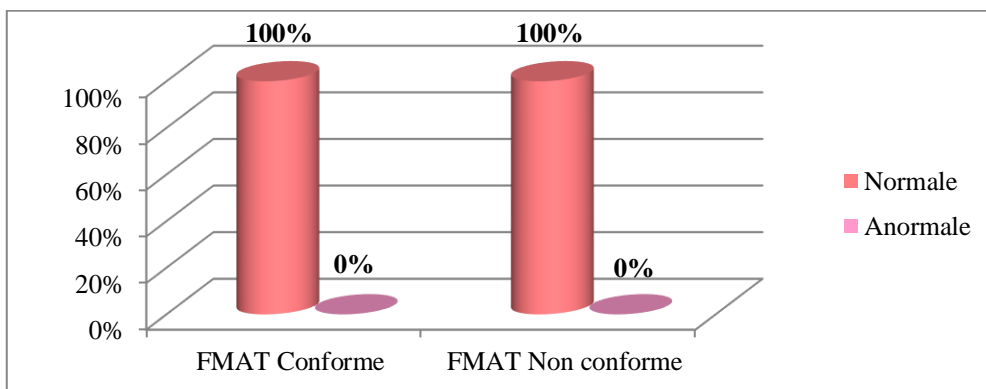
## 2.6 Réparation des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) et l'odeur



**Figure 28** : Réparation des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale et l'odeur

Les résultats montrent que 100 % des prélèvements où la FMAT est conforme présentent une odeur normale, tandis que 100 % des prélèvements où la FMAT est non conforme présentent une odeur anormale. (Figure 28)

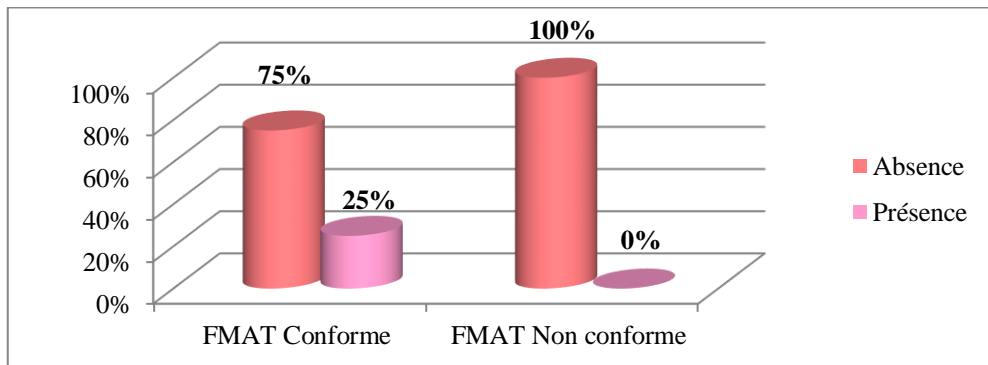
## 2.7 Réparation des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) et la couleur



**Figure 29** : Réparation des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale et la couleur

Les résultats montrent que la couleur est normale dans 100 % des prélèvements, que la FMAT soit conforme ou non conforme. (Figure 29)

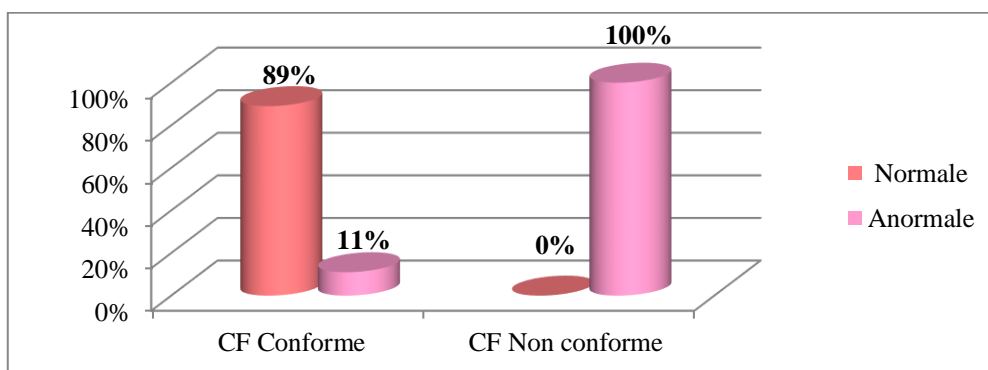
## 2.8 Réparation des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) et la perte d'eau



**Figure 30** : Réparation des prélèvements selon la conformité de la flore mésophile aérobie totale et la perte d'eau

Les résultats montrent que 75% des prélèvements avec une FMAT conforme présentent une absence de perte d'eau, tandis que 25% en présentent. Absence de perte d'eau pour tous les prélèvements avec une FMAT non conforme. (Figure 30)

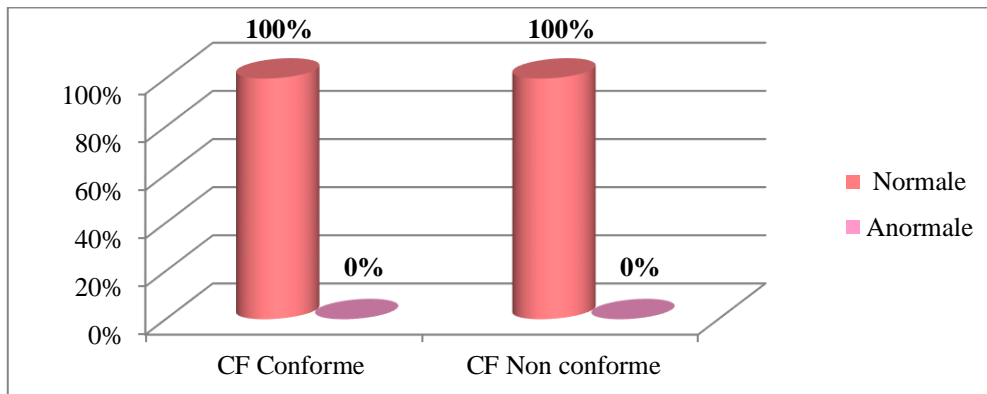
## 2.9 Réparation des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux (CF) et l'odeur



**Figure 31** : Réparation des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux et l'odeur

Les résultats montrent que l'odeur est normale dans 89% des prélèvements avec des coliformes fécaux étaient conformes, tandis que dans 11% l'odeur été anormale dans les prélèvements non conformes. (Figure 31)

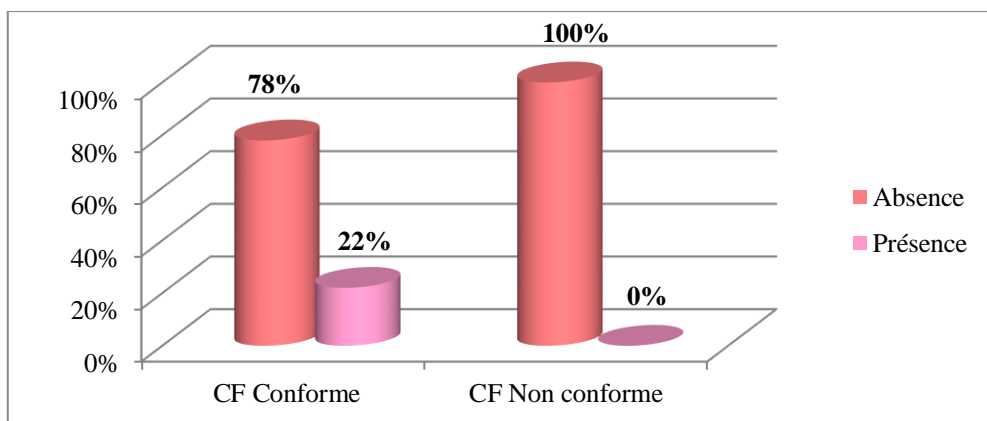
### 2.10 Réparation des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux (CF) et la couleur



**Figure 32** : Réparation des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux et la couleur

Les résultats montrent que la couleur est normale dans 100 % des prélèvements, que les coliformes fécaux soient conformes ou non conformes. (Figure 32)

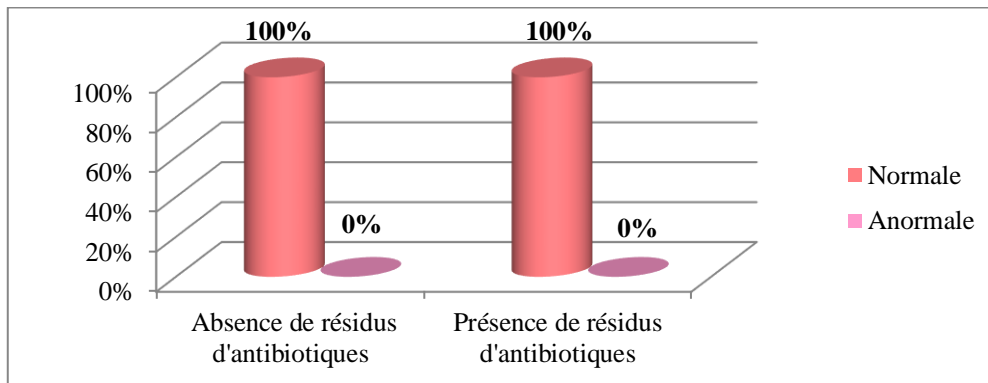
### 2.11 Réparation des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux (CF) et la perte d'eau



**Figure 33** : Réparation des prélèvements selon la conformité des coliformes fécaux et la perte d'eau

Les résultats montrent que, parmi les prélèvements dont les coliformes fécaux sont conformes, 78 % ne présentent pas de perte d'eau, tandis que 22 % en présentent. (Figure 33)

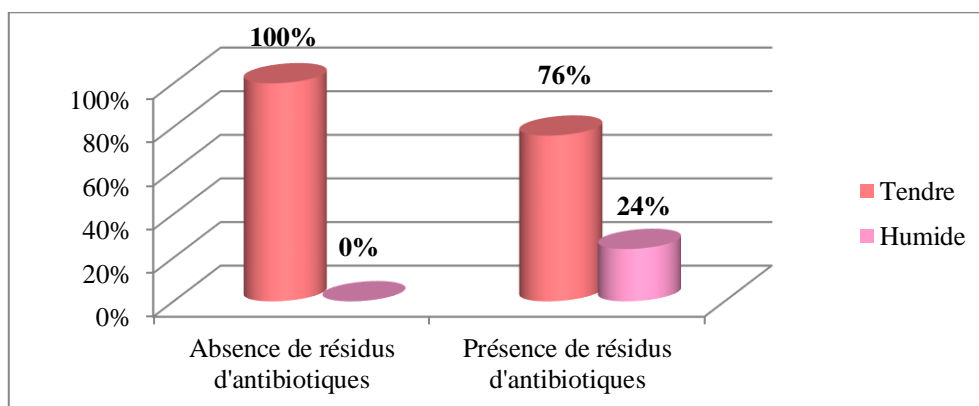
## 2.12 Réparation des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques et la couleur



**Figure 34** : Réparation des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques et la couleur

Les résultats montre que tous les prélèvements, qu'ils présentent des résidus ou non, ont une couleur normale à 100%.(Figure 34)

## 2.14 Réparation des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques et la consistance

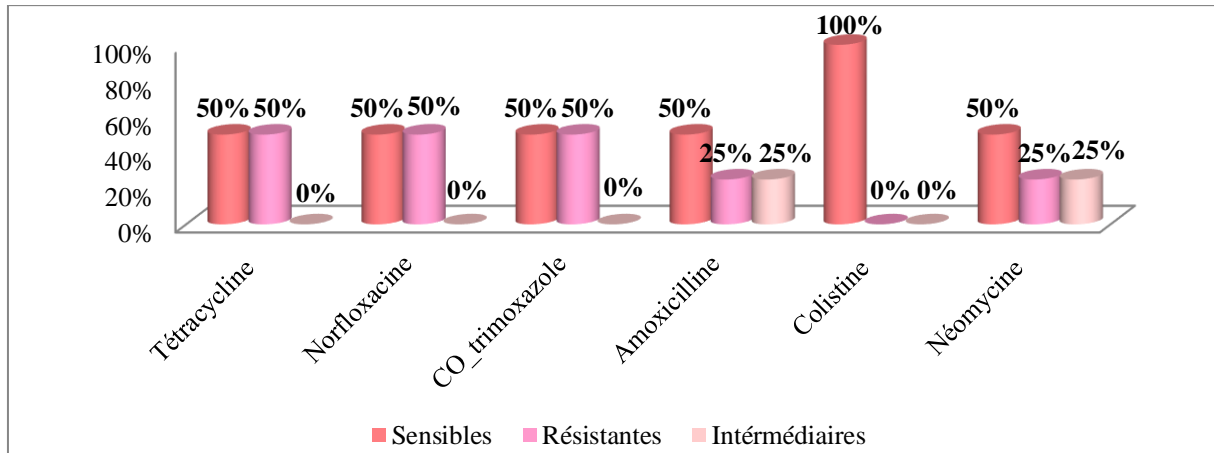


**Figure 35** : Réparation des prélèvements selon la présence de résidus d'antibiotiques et la consistance

Les résultats montre que les prélèvements qui ne présentent pas de résidus sont tous tendres (100 %), tandis que ceux qui en présentent sont tendres à 76 % et Humides à 24 %. (Figure 35)

### 3 Résultats d'antibiogramme

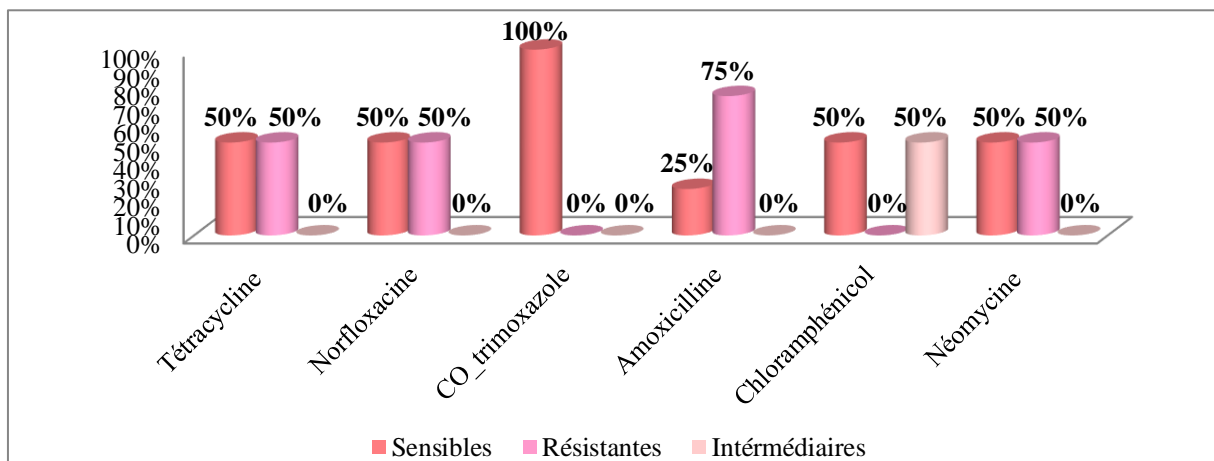
#### 3.1 Résultats d'antibiogramme d'*Escherichia coli*



**Figure 36** : Résultats d'antibiogramme d'*Escherichia coli*

Les résultats montrent que les souches d'*Escherichia coli* présentent une résistance de 50 % à certain antibiotiques, et une résistance faible à l'amoxicilline et la néomycine, avec un taux de 25 %. (Figure 36)

#### 3.1 Résultats d'antibiogramme de *Staphylococcus aureus*



**Figure 37** : Résultats d'antibiogramme de *Staphylococcus aureus*

Les résultats montrent que les souches de *Staphylococcus aureus* présentent une résistance élevée à l'amoxicilline, atteignant 75 %, et une résistance de 50 % aux autres antibiotiques. (Figure 37)



# *Discussion*



Dans cette étude réalisée à Tizi Ouzou, 20 prélèvements de viande de poulet cru ont été analysés afin d'évaluer leur qualité sanitaire, les analyses ont porté sur la quantification de la flore mésophile aérobie totale et des coliformes fécaux, la recherche d'*Escherichia coli*, de *Salmonella spp* et de *Staphylococcus aureus*, ainsi que sur la détection de résidus d'antibiotiques et la réalisation d'un antibiogramme, ces analyses sont essentielles pour le suivi de la sécurité alimentaire à l'échelle régionale.

## 1 Résultats partie enquête

Les prélèvements étaient répartis géographiquement de la manière suivante : 45% dans la commune de Draa Ben Khedda, 30% dans la commune de Larbaa Nath Irathen et 25% à Tizi Ouzou (nouvelle ville) ; ils ont été réalisés à deux moments de la journée, 45% à 8 h et 55% à 17 h, afin d'évaluer l'influence possible de l'horaire sur la qualité de la viande ; à l'inverse, l'étude de (Bouchriti et al., 2021) s'est limitée à des échantillons aléatoires de poulets issus de deux abattoirs marocains, sans prendre en compte la variation temporelle.

La répartition des types de viandes vendues montre une nette prédominance de la viande blanche (80%), contre seulement 20% pour la viande rouge.

Par ailleurs, la répartition des ventes du poulet révèle que 70% des consommateurs préfèrent acheter du poulet (entier + découpé), tandis que 30% optent pour le poulet entier, contrairement à d'autres études telles que (Souaib, 2021) où 62% des consommateurs privilégiaient l'achat de poulet entier.

Concernant les modalités de vente du poulet, la consommation augmente principalement durant les événements (80%), contrairement à la situation en Pologne, où les ventes sont réparties de manière plus régulière tout au long de l'année (Adaszyńska-Skwirzyńska et al., 2025).

## 2 Résultats macroscopique et microbiologique

L'évaluation macroscopique de 20 prélèvements de poulet cru, a pris en compte leur couleur, de leur odeur, de leur consistance et de leur perte d'eau. Ces observations ont été corrélées aux résultats des analyses microbiologiques et chimiques, sans oublier l'élaboration d'une fiche d'enquête destinée à recueillir toutes les informations importantes relatives aux prélèvements ; en revanche, l'étude menée à Mascara ne s'est pas orientée vers l'aspect

microbiologique et chimique, mais s'est plutôt focalisée sur les analyses physicochimiques de la viande de poulet (Gasmi, 2025).

Les résultats du dénombrement ont montré que la flore mésophile aérobie totale était présente dans tous les prélèvements, avec un taux de conformité de 80% ; ce résultat est proche de celui obtenu par Ebengo et al., 2022, avec 82% de conformité, mais supérieur à celui de (Bennani et al., 2016), qui a rapporté une non-conformité de 15,21% ; ces résultats soulignent la nécessité de renforcer les bonnes pratiques de conservation, car la présence constante de la flore mésophile aérobie totale reste préoccupante en cas de rupture de la chaîne du froid.

Les résultats du dénombrement des coliformes fécaux montrent que 90% des échantillons sont conformes et 10% non conformes ; ce taux de conformité est plus élevé que celui obtenu par Rizaldi et al., 2022, qui rapportait 30,77% d'échantillons non conformes à cette norme.

D'après Kostoglou et al., 2023, seulement 36,7% des échantillons étaient conformes aux critères d'hygiène pour les coliformes fécaux ; l'apparition de ces coliformes est généralement liée à de mauvaises pratiques telles que la découpe non hygiénique, l'usage d'ustensiles sales ou d'eau polluée.

Dans les 20 prélèvements, *Escherichia coli* a été détecté dans 4 échantillons, soit 20%, ce qui est proche du taux de 21% rapporté par Nwankwo et al., 2025.

De plus, (Alaa Eldin et al., 2023) ont confirmé la présence d'*Escherichia coli* dans 48,5% de leurs échantillons et aussi 11,7% dans l'étude de (Moawad et al., 2017), une prévalence de 30% a été observée dans les travaux de (Brätfelan et al., 2023) et au Brésil 58,66% d'*Escherichia coli* ont été mentionnés par Crecencio et al., 2020.

La prévalence de *Staphylococcus aureus* dans nos prélèvements est de 20%, taux nettement supérieur aux 9,5% rapportés par Alaa Eldin et al., 2023, mais proche des 28,05% observés par Momtaz et al., 2013 en Iran, la viande de poulet présentait une prévalence significativement plus élevée de *Staphylococcus aureus* (38,2%) dans l'étude de (Rortana et al., 2021) ; par ailleurs, (Ugbo et al., 2024) ont documenté une prévalence de 40,7% de *Staphylococcus aureus* dans leurs échantillons.

Suite aux recherches, aucune capacité de formation de biofilms n'a été observée chez les souches analysées, ce résultat contraste avec les travaux de (Crecencio et al., 2020) au Brésil, qui ont montré que 56% des souches étaient capables de produire un biofilm.

L'analyse des prélèvements a révélé une absence totale de *Salmonella*, contrairement à l'étude de (Di Taranto et al., 2025) menée en Italie, où 32,55% des échantillons étaient positifs à *Salmonella spp.*

La comparaison des résultats montre que les échantillons sans odeur avaient une flore mésophile aérobie totale conforme, tandis que ceux avec une légère odeur étaient non conformes ; cette observation rejoint les travaux de (Kechbat et Guergueb, 2022), qui considèrent la non-conformité de la flore mésophile aérobie totale comme un marqueur fiable de l'altération olfactive.

En revanche, aucune corrélation claire n'a été relevée entre la flore mésophile aérobie totale et d'autres critères sensoriels tels que la couleur, la consistance ou la perte d'eau.

Pour les coliformes fécaux, tous les échantillons étaient conformes, indépendamment des caractéristiques sensorielles. Ce constat confirme les résultats de (Cheghib, 2015), selon lesquels les critères visuels ne permettent pas de prédire la contamination.

Enfin, concernant les résidus d'antibiotiques, aucune relation claire n'a été observée avec la perte d'eau ou la consistance ; leur distribution hétérogène rejoint les conclusions de (Mohamed, 2015), qui souligne que ces résidus n'affectent pas directement les caractéristiques physiques ou sensorielles de la viande.

Le résultat le plus préoccupant de notre étude est la détection de résidus d'antibiotiques dans 85% des échantillons, un taux très élevé comparé à celui de (Lee et al., 2018), qui ont rapporté un taux de détection de 45%.

D'autres études menées en Afrique, notamment en Égypte, en Éthiopie et au Ghana, ont documenté une prévalence de résidus antimicrobiens comprise entre 38 et 52% (Van et al., 2020).

Ainsi, cette étude révèle un niveau préoccupant de résidus d'antibiotiques dans la viande de poulet destinée à la consommation régionale; cette situation reflète probablement une utilisation excessive d'antibiotiques dans les élevages de la région.

### 3 Résultats d'antibiogramme

Dans cette étude, 37,5% des isolats d'*Escherichia coli* présentaient une résistance, notamment à la tétracycline, à la norfloxacine et au co-trimoxazole (50% chacun); une résistance de 25% a également été observée vis-à-vis de la néomycine et de l'amoxicilline, et aucune souche bactérienne n'a été résistante à la colistine (0%).

Cette proportion globale de résistance reste inférieure à celle rapportée par Koju et al., 2022 au Népal (71%), mais proche des 45% observés par Agusi et al., 2024.

En outre, l'étude de (Nwankwo et al., 2025) au Nigeria relève une résistance à la tétracycline de 46,8%, très proche de nos résultats, et 38,3% pour le co-trimoxazole légèrement inférieur; en revanche, au Vietnam, (Nguyen et Quach, 2025) ont signalé des résistances plus élevées, avec 69% à l'amoxicilline et 55% à la tétracycline.

Enfin, (Thong et al., 2025) rapportent des taux encore plus élevés, atteignant 83,54% pour l'amoxicilline.

*Staphylococcus aureus* présentait une résistance de 37,5%, aucune résistance n'a été observée vis-à-vis du co-trimoxazole (0%); la tétracycline, la norfloxacine, et la néomycine affichaient chacune 50% de résistance, tandis que 75% des souches étaient résistantes à l'amoxicilline.

Une résistance intermédiaire de 50% au chloramphénicol avait déjà été rapportée par Safarpour et al., 2018, ce qui concorde avec nos résultats. En revanche, l'étude de (Alaa Eldin et al., 2023) a observé une résistance de 73,69% au co-trimoxazole.

Quant aux travaux de (Faraj et al., 2025), ils ont mentionné une valeur légèrement plus élevée pour la tétracycline (54%), mais inférieure pour la norfloxacine (24%) et le chloramphénicol (15%).



# *Conclusion*



Cette étude a permis d'évaluer la qualité sanitaire de la viande de poulet commercialisée dans la wilaya de Tizi-Ouzou à travers des analyses microbiologiques, chimiques et macroscopiques.

Les résultats montrent que la majorité des prélèvements étaient conformes aux normes (80 % pour la flore mésophile aérobie totale) (90 % pour les coliformes fécaux).

Cependant, la détection d'agents pathogènes comme *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* dans 20 % des prélèvements montre un risque réel pour la santé des consommateurs.

De plus, la forte présence de résidus d'antibiotiques, détectée dans 85 % des prélèvements, soulève une inquiétude importante en raison de sa contribution au développement de l'antibiorésistance, un problème majeur pour la santé publique.

Ces résultats montrent que les critères macroscopiques seuls, bien qu'utiles pour vérifier la fraîcheur, ne suffisent pas à garantir la sécurité sanitaire de la viande du poulet.

Cependant, avec seulement 20 prélèvements, les résultats donnent une tendance locale, mais restent limités. En élargissant l'échantillonnage à davantage de points de vente et sur une plus longue période, on couvrirait mieux la diversité des conditions d'hygiène et de conservation.

En définitive, ce mémoire met en lumière une problématique régionale qui reflète un défi global : produire une viande de poulet saine, respectueuse des normes de sécurité alimentaire et contribuant à la protection de la santé des populations.

### **Recommandations :**

- ✓ Renforcer le contrôle sanitaire régulier et systématique dans les élevages, abattoirs et marchés, incluant des analyses microbiologiques et chimiques pour une détection rapide des contaminations et des résidus d'antibiotiques.
- ✓ Renforcer la formation et la sensibilisation des acteurs de la filière aux bonnes pratiques d'hygiène et à la conservation optimale des produits.

- ✓ Renforcer la réglementation et le suivi vétérinaire de l'usage des antibiotiques en élevage, avec des contrôles renforcés et des sanctions dissuasives en cas d'abus.
- ✓ Renforcer les campagnes d'information destinées aux professionnels et aux consommateurs afin de mieux comprendre les risques sanitaires, microbiologiques et chimiques.
- ✓ Renforcer les études épidémiologiques en réalisant un large échantillonnage diversifié et un suivi prolongé pour une évaluation plus précise des risques sanitaires.
- ✓ Encourager la recherche locale pour développer des alternatives aux antibiotiques, notamment par l'amélioration des conditions d'élevage et l'utilisation de vaccins ou de solutions naturelles.
- ✓ Renforcer le contrôle systématique de la qualité microbiologique et chimique des viandes dans tous les points de vente afin d'assurer le retrait rapide des produits non conformes.
- ✓ Mettre en place un système transparent de traçabilité intégrale, de l'élevage à la vente, pour une meilleure gestion des risques sanitaires.
- ✓ Favoriser la coordination active entre services vétérinaires, autorités sanitaires et acteurs de la filière pour garantir le respect des normes et l'efficacité des contrôles.
- ✓ Élaborer des politiques publiques de soutien aux producteurs afin de promouvoir des pratiques durables, sécurisées et conformes aux standards internationaux.
- ✓ Étendre la surveillance sanitaire à l'ensemble des régions du pays pour disposer d'une vision globale et représentative de la qualité microbiologique et chimique de la viande de poulet.



# *Bibliographie*



- Abbas, A. O., Nassar, F. S., & Al Ali, A. M. (2025). *Challenges of ensuring sustainable poultry meat production and economic resilience under climate change for achieving sustainable food security*. *Research on World Agricultural Economy*, 6(1), 159–171. <https://doi.org/10.36956/rwae.v6i1.1441>
- Abdaslam, M. A., Ali, Mohd Noor, H. S., Chong, P. K., Babji, A. S., & Lim, S. J. (2019). *Comparison of amino acids profile and antioxidant activities between edible bird nest and chicken egg*. *Malaysian Applied Biology*, 48(2), 63–69.
- Aberle, E. D., Forrest, J. C., Gerrard, D. E., & Mills, E. W. (2012). *Properties of fresh meat*. In E. D. Principles of meat science (5th ed., pp. 131-140). Kendall Hunt Publishing.
- Adaszyńska-Skwirzyńska, M., Konieczka, P., Buclaw, M., Majewska, D., Pietruszka, A., Zych, S., & Szczerbińska, D. (2025). *Analysis of the production and economic indicators of broiler chicken rearing in 2020–2023: A case study of a Polish farm*. *Agriculture*, 15(2), 139. <https://doi.org/10.3390/agriculture15020139>
- Akhter, M. S., Khatun, H., Hashem, M. A., Rahman, M. M., & Khan, M. (2022). *Effect of storage periods on the quality and shelf life of beef liver at refrigerated temperature*. *MeatResearch*, 2(2), Article 17. <https://doi.org/10.55002/mr.2.2.17>
- Acornicesei Bolohan, I., Lazăr, R., Mădescu, B. M., Davidescu, M. A., & Boișteanu, P. C. (2025). *Microbiological risks in the poultry meat production and processing chain: A systematic review of the literature*. *Scientific Papers: Animal Science and Biotechnologies*, 58(3), 45-60
- Alaa Eldin, M. A., Morshdy, A. E., El-Taweel, G. E., Hussein, M. A., & Mohamed, R. M. (2023). *Prevalence, phenotypic-genotypic resistance and biofilm formation of Staphylococcus aureus in chicken meat with reference to its public health hazards*. *SlovenianVeterinaryResearch*, 60(1). <https://doi.org/10.26873/SVR-1646-2022>
- Alotaibi, G. F. (2021). *Factors influencing bacterial biofilm formation and development*. *American Journal of Biomedical Science & Research*, 12(6), 617–626. <https://doi.org/10.34297/ajbsr.2021.12.001820>
- Andjongo, S. (2006). *Qualité microbiologique de l'eau et risques sanitaires [Thèse de doctorat, Université de Yaoundé]*.
- Anjum, M. F., Schmitt, H., Börjesson, S., Berendonk, T. U., Donner, E., Stehling, E. G., Boerlin, P., Topp, E., Jardine, C., Li, X., & et al. (2021). *The potential of using E. coli as an indicator for the surveillance of antimicrobial resistance (AMR) in the environment*. *Current Opinion in Microbiology*, 64, 152–158. <https://doi.org/10.1016/j.mib.2021.10.005>

- Antonio Beltran, J., & Belles, M. (2019). *Effect of freezing on the quality of meat*. In *Encyclopedia of food security and sustainability* (Vol. 2, pp. 493–497). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100596-5.22461-X>
- Attia, Y. A., Rahman, M. T., Hossain, M. J., Basiouni, S., Khafaga, A. F., Shehata, A. A., & Hafez, H. M. (2022). *Poultry production and sustainability in developing countries under the COVID-19 crisis: Lessons learned*. *Animals*, 12(6), 644. <https://doi.org/10.3390/ani12050644>
- Augère-Granier, M. L. (2019). *The EU poultry meat and egg sector: Main features, challenges and prospects*. EuropeanParliamentaryResearch Service.
- Adzitey, F., Huda, N., & Shariff, A. H. M. (2021). *Phenotypic antimicrobial susceptibility of Escherichia coli from raw meats, ready-to-eat meats, and their related samples in one health context*. *Microorganisms*, 9(2), 326. <https://doi.org/10.3390/microorganisms9020326>
- Agusi, E. R., Kabantiyok, D., Mkpuma, N., Atai, R. B., Okongwu-Ejike, C., Bakare, E. L., ... Meseko, C. A. (2024). *Prevalence of multidrug-resistant Escherichiacoli isolates and virulence gene expression in poultry farms in Jos, Nigeria*. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1298582. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1298582>
- Baeza, E., Guillier, L., & Petracci, M. (2022). *Review: Production factors affecting poultry carcass and meat quality attributes*. *Animal*, 16(1), 100331. <https://doi.org/10.1016/j.animal.2021.100331>
- Berri, C., Picard, B., Lebret, B., Andueza, D., Lefèvre, F., Le Bihan-Duval, E., Beauclercq, S., Chartrin, P., Vautier, A., Legrand, I., & Hocquette, J. F. (2019). *Review: Predicting the quality of meat: myth or reality?* *Foods*, 8(10), 436. <https://doi.org/10.3390/foods8100436>
- Bobby, F., Hossain, M. A., Hossain, M. M., Rahman, M. M., Azad, M. A. K., & Hashem, M. A. (2021). *Effect of long coriander leaf (Eryngium foetidum) extract as a*

natural antioxidant on chicken meatballs during freezing temperature. *SAARK Journal of Agriculture*, 19(2).

- Boubendir, S., Arsenault, J., Quessy, S., Thibodeau, A., Fravallo, P., Theriault, W. P., Fournaise, S., & Gaucher, M. L. (2021). Salmonella contamination of broiler chicken carcasses at critical steps of the slaughter process and in the environment of two slaughter plants: Prevalence, genetic profiles, and association with the final carcass status. *Journal of Food Protection*, 84(2), 321–332. <https://doi.org/10.4315/JFP-20-285>
- Bouchriti, N. R., Triqui, S., & Dahani, S. (2021). Effets de la congélation sur la qualité de la chawarma de volaille. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 9(3), 527-532. [https://www.agrimaroc.org/index.php/Actes\\_IAVH2/article/view/1030](https://www.agrimaroc.org/index.php/Actes_IAVH2/article/view/1030)
- Boulant, E., Davin-Regli, A., Pagès, J.-M., & Bolla, J.-M. (2020). Les pompes d'efflux, mécanisme de résistance bactérien. *Revue Francophone des Laboratoires*, (519), 38–49. [https://doi.org/10.1016/S1773-035X\(20\)30061-7](https://doi.org/10.1016/S1773-035X(20)30061-7)
- Brauner, A., Fridman, O., Gefen, O., & Balaban, N. Q. (2016). Distinguishing between resistance, tolerance and persistence to antibiotic treatment. *Nature Reviews Microbiology*, 14(5), 320–330. <https://doi.org/10.1038/nrmicro.2016.34>
- Brăţfelan, D. O., Tabaran, A., Colobatiu, L., Mihaiu, R., & Mihaiu, M. (2023). Prevalence and antimicrobial resistance of *Escherichia coli* isolates from chicken meat in Romania. *Animals*, 13(22), 3488. <https://doi.org/10.3390/ani13223488>
- Bennani, L., Berrada, S., Salame, B., Aabouch, M., & Lalami, A. O. (2016). Évaluation de la qualité hygiénique des viandes et de certains produits carnés prélevés de la ville de Fès, Maroc. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 4(3), 45-52.
- Čabarkapa, I., Čolović, R., Đuragić, O., Popović, S., Kokić, B., Milanov, D., & Pezo, L. (2019). Anti-biofilm activities of essential oils rich in carvacrol and thymol against *Salmonella Enteritidis*. *Biofouling*, 35(3), 361–375.
- Calder, P. C. (2018). Very long-chain n-3 fatty acids and human health: fact, fiction and the future. *Proceedings of the Nutrition Society*, 77(1), 52-72. <https://doi.org/10.1017/S0029665117003950>
- Calderón Ospina, C. A., & Nava-Mesa, M. O. (2020). B Vitamins in the nervous system: Current knowledge of the biochemical modes of action and synergies of

- thiamine, pyridoxine, and cobalamin. *CNS Neuroscience & Therapeutics*, 26(1), 5-13. <https://doi.org/10.1111/cns.13207>
- Campbell, A. (2022, juin 2). Comment savoir si du poulet est encore bon. wikiHow. <https://fr.wikihow.com/savoir-si-du-poulet-est-encore-bon>
  - Carvalho dos Santos, T., Stephen Gates, R., de Fátima Ferreira Tinôco, I., & de Almeida, E. A. (2020). Meat quality traits of European quails reared under different conditions of temperature and air velocity. *Poultry Science*, 99(2), 848–857. <https://doi.org/10.1016/j.psj.2019.10.034>
  - Cassagnol, V. (2018). Facteur déterminant la qualité sensorielle de la viande bovine : quelle importance de la race (Rapport No. VPC-2018-34-1-5). Institut de l'Élevage.
  - Chatellier, V. (2025). Le commerce mondial, européen et français de viande de volailles (Working Paper SMART n°25-02). UMR SMART, INRAE – L'Institut Agro Rennes-Angers. <https://shorturl.at/nIvhR>
  - Cheghib, H. (2015). Contribution à l'analyse bactériologique de la viande rouge et application d'une démarche qualité au niveau de l'abattoir de la ville de Guelma [Mémoire de master, Université de Guelma]. Dspace Unité Guelma
  - Coll Cárdenas, F. J., & Olivera, D. F. (2016). Texture changes in meat during storage. In Reference Module in Food Science. Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100596-5.03294-7>
  - Crecencio, R. B., Brisola, M. C., Bitner, D., Frigo, A., Rampazzo, L., Borges, K. A., Furian, T. Q., Salle, C. T., Moraes, H. L., & Faria, G. A. (2020). Antimicrobial Susceptibility, Biofilm Formation and Genetic Profiles of *Escherichia coli* Isolated from Retail Chicken Meat. *Infection, Genetics and Evolution*, 84, 104355. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2020.104355>
  - Dagher, N., Diab-El-Harake, M., & Kharroubi, S. (2021). Poultry production and its effects on food security in the Middle Eastern and North African region. *Journal of Applied Poultry Research*, 30(1), 100110. <https://doi.org/10.1016/j.japr.2020.10.009>
  - Darby, E. M., Trampari, E., Siasat, P., Gaya, M. S., Alav, I., Webber, M. A., & Blair, J. M. A. (2023). Molecular mechanisms of antibiotic resistance revisited. *Nature Reviews Microbiology*, 21(5), 280–295. <https://doi.org/10.1038/s41579-022-00820-y>
  - Debbarma, S., Baruah, M. S., Debbarma, A., & Sneha, E. N. P. (2024, September). Chicken meat: A nutritious choice for a healthier future. *Vet Farm Frontier e-magazine, Special Issue/ WNW 2024(3)*, 10–13.

- Dekker, D., Eibach, D., Boahen, K. G., Akenten, C. W., Pfeifer, Y., Zautner, A. E., Mertens, E., Krumkamp, R., Jaeger, A., Flieger, A., Owusu-Dabo, E., & May, J. (2019). Fluoroquinolone-resistant *Salmonella enterica*, *Campylobacter* spp., and *Arcobacter butzleri* from local and imported poultry meat in Kumasi, Ghana. *Foodborne Pathogens and Disease*, 16(5), 352-358. <https://doi.org/10.1089/fpd.2018.2555>
- Di Taranto, P., Petruzzi, F., Normanno, G., Pedarra, C., Occhiochiuso, G., Faleo, S., Didonna, A., Galante, D., Pace, L., Rondinone, V., Trisolini, C., Del Sambro, L., Beverelli, M., Catanzariti, R., Caruso, M., Palazzo, L., Di Castri, A., & Parisi, A. (2025). Prevalence and Antimicrobial Resistance of *Salmonella* Strains Isolated from Chicken Samples in Southern Italy. *Microorganisms*, 13(2), 270. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13020270>
- Diarra, C., Goetz, C., Gagnon, M., Roy, D., & Jean, J. (2023). Biofilm formation by heat-resistant dairy bacteria: multispecies biofilm model under static and dynamic conditions. *Applied and Environmental Microbiology*, 89(10), e00713-23. <https://doi.org/10.1128/aem.00713-23>
- Djim-adjimTabo (2013). *Etude de la contribution des salmonelles aviaires aux salmonelloses humaines au Tchad : Cas de la ville capitale, N'Djamena* [[Etude de la contribution des salmonelles aviaires aux salmonelloses humaines au Tchad: Cas de la ville capitale, N'Djamena \(hal.science\)](#)].
- Dognon, S. R., Salifou, C. F. A., Dougnon, J., Dahouda, M., Scippo, M. L., & Youssao, A. K. I. (2018). Production, importation et qualité des viandes consommées au Bénin. *Journal of Applied Biosciences*, 124, 12476-12487. <https://doi.org/10.35759/JABs.124.1>
- Ebengo-Gnanga, A. R., Akouango, P., & Menga, L. (2022). Évaluation de la qualité bactériologique de la viande de poulet congelée commercialisée à Brazzaville en République du Congo. *Journal of Animal & Plant Sciences*, 54(3), 10001–10012. <https://doi.org/10.35759/JAnmPISci.v54-6.65>
- Elsaid, S., Reham, A., Amin, & EilwaNesreein, Z. (2019). Assessment of bacterial contamination in cattle carcasses at Gharbia Abattoirs. *Benha Veterinary Medical Journal*, 36(1), 247-251. <https://doi.org/10.21608/bvmj.2019.17466.1027>
- Fanher, C. A., Zhang, L., Kiess, A. S., Adhikari, P. A., Dinh, T. T., & Sukumaran, A. T. (2020). Avian pathogenic *Escherichia coli* and *Clostridium perfringens*: challenges

- in no antibiotics ever broiler production and potential solutions. *Microorganisms*, 8(10), 1533. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8101533>
- Fanjip, J. L. T., Chedjou, J. P. K., Netongo, P. M., Eyébé, S., Cyrille, M. M., Ekollo, A., Ngum, N. L., Nsa'amang, C. E., Alkaïssou, A. H., & Mbacham, W. F. (2022). Characterization by PCR of *Escherichia coli* from beef and chicken used in restaurants in Yaoundé, Cameroon. *Journal of Food Safety and Hygiene*, 8(1), 1-12.
  - Faraj, R., Ramadan, H., Bentum, K. E., Alkaraghulli, B., Woube, Y., Hassan, Z., Samuel, T., Adesiyun, A., Jackson, C. R., & Abebe, W. (2025). Antimicrobial resistance, virulence gene profiling, and spa typing of *Staphylococcus aureus* isolated from retail chicken meat in Alabama, USA. *Pathogens*, 14(2), 107. <https://doi.org/10.3390/pathogens14020107>
  - Fazeli-Nasab, B., Sayyed, R. Z., Mojahed, L. S., Rahmani, A. F., Ghafari, M., Antonius, S., & Sukanto. (2022). Biofilm production: A strategic mechanism for survival of microbes under stress conditions. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 42, 102337. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2022.102337>
  - Fratoni, V., & Brandi, M. L. (2015). B vitamins, homocysteine and bone health. *Nutrients*, 7(4), 2176-2192. <https://doi.org/10.3390/nu7042176>
  - Gasmi, K. (2025). Contribution à l'étude par analyse physicochimique et microbiologique de la viande blanche et sa conservation par des extraits des plantes aromatiques [Thèse de doctorat, Université Mustapha Stambouli – Mascara]. Université Mustapha Stambouli, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie.
  - Glauser, J. (2021, février 21). Poulet, viande, crue valeurs nutritionnelles. *Alimentation Et Nutrition*. <https://alimentation-etnutrition.fr/poulet-viande-crue-valeurs-nutritionnelles/>
  - Gök, İ., & Şahin, M. (2025). General Situation and production projection of chicken meat production in Türkiye. *Osmaniye Korkut Ata Üniversitesi Fen Bilimleri Enstitüsü Dergisi*, 8(3), 1120–1128. <https://orcid.org/0000-0002-0759-1187>
  - Goncalves-Tenório, A., Silva, B. N., Rodrigues, V., Cadavez, V., & Gonzales-Barron, U. (2018). Prevalence of pathogens in poultry meat: a meta-analysis of European published surveys. *Foods*, 7(5), 69. <https://doi.org/10.3390/foods7050069>
  - Govindaiah, P. M., Maheswarappa, N. B., Banerjee, R., Mishra, B. P., Manohar, B. B., & Dasoju, S. (2023). Traditional halal meat production without stunning versus commercial slaughter with electrical stunning of slow-growing broiler chicken: Impact

- on meat quality and proteome changes. *Poultry Science*, 102(11), 103033. <https://doi.org/10.1016/j.psj.2023.103033>
- Gushchin, V. V. (2023). Mechanically deboned poultry meat and its role in rational and efficient use of raw materials. *Theory and Practice of Meat Processing*, 8(2), 132–143. <https://doi.org/10.21323/2414-438X-2023-8-2-132-143>
  - Haag, A. F., Fitzgerald, J. R., & Penades, J. R. (2019). *Staphylococcus aureus* in animals. *Microbiology Spectrum*, 7(3). <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.GPP3-0060-2019>
  - Hafz, A., Hassan, Z., Nazmi, M., Mandal, S. C., & Hossain, M. E. (2015). Effect of slaughtering methods on meat quality indicators, chemical changes and microbiological quality of broiler chicken meat during refrigerated storage. *Journal of Agriculture and Veterinary Science*, 8(9), 12–17.
  - Hauge, S. J., Bjørkøy, S., Holthe, J., Røtterud, O., Skjerve, E., Midtsian, M., Lian, I., Alvseike, O., & Nagel-Alne, G. E. (2023a). Assessment of in-plant decontamination of broiler carcasses by immersion in hot water and lactic acid in Norway. *Food Control*, 152, 109873. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2023.109873>
  - Heo, S., Lee, J. H., & Jeong, D. W. (2020). Food-derived coagulase-negative *Staphylococcus* as starter cultures for fermented foods. *Food Science and Biotechnology*, 29(8), 1023–1035. <https://doi.org/10.1007/s10068-020-00789-5>
  - Henriques, J., Cardoso, C., & Vitorino, C. (2019). Rapid microbiological methods. They are rapid! Are they fast? *Research Trends in Microbiology*, 1, 1-8. <https://meddocsonline.org/ebooks/ebook-microbiology/rapid-microbiological-methods-theyare-rapid-are-t>
  - Huemer, M., Mairpady Shambat, S., Brugger, S. D., & Zinkernagel, A. S. (2020). Antibiotic resistance and persistence—Implications for human health and treatment perspectives. *EMBO Reports*, 21(12)e51034. <https://doi.org/10.15252/embr.202051034>
  - Hudzicki, J. (2010). Hektoen Enteric Agar Protocol. American Society for Microbiology. Retrieved from <https://asm.org/asm/media/protocol-images/hektoen-enteric-agar-protocol.pdf>

- Hussein, M. A., El-Ghareeb, W. R., & Nasr, M. A. (2018). The effect of rosemary extract and lactic acid on the quality of refrigerated broiler fillets. *Journal of Food Science and Technology*, 55 (12), 5025–5034. <https://doi.org/10.1007/s13197-018-3447-9>
- Ijoma, G. N. (2010). Antibiotic resistance of coliform bacteria in the Rietspruit River [Master's thesis, Vaal University of Technology].
- Islam, M. A., Hasan, M., Masum, M., Khan, M., & Rahman, M. (2025). Effect of organic acid and natural antioxidant on the quality and shelf life of raw chicken meat at refrigerated storage. *MeatResearch*, 5(1). <https://doi.org/10.55002/mr.5.1.111>
- Jadhav, A. (2025). In ovo supplementation of chelated minerals (zinc, iron, and manganese) for enhanced embryonic development, nutrient absorption, and modulation of the immune system in chicken embryos (Master's thesis, McGill University). McGill University.
- Jang, J., Hur, H.-G., Sadowsky, M. J., Byappanahalli, M. N., Yan, T., & Ishii, S. (2017). Environmental *Escherichia coli*: Ecology and public health implications—a review. *Journal of Applied Microbiology*, 123(3), 570–581. <https://doi.org/10.1111/jam.13468>
- Jayasena, D. D., Ahn, D. U., Nam, K. C., & Jo, C. (2013). Flavour chemistry of chicken meat: A review. *Asian-Australasian Journal of Animal Sciences*, 26(5), 732–742. <https://doi.org/10.5713/ajas.2012.12619>
- Jayathilakan, K., Sultana, K., Radhakrishna, K., & Bawa, A. S. (2012). Utilization of byproducts and waste materials from meat, poultry and fish processing industries: a review. *Journal of Food Science and Technology*, 49(3), 278–293. <https://doi.org/10.1007/s13197-011-0290-7>
- Jha, R., Das, R., Oak, S., & Mishra, P. (2020). Probiotics (direct-fed microbials) in poultry nutrition and their effects on nutrient utilization, growth and laying performance, and gut health: a systematic review. *Animals*, 10(10), 1863. <https://doi.org/10.3390/ani10101863>
- Jilo, S. A., & Hasan, L. A. (2022). The importance of poultry meat in medicine: A review. *Journal of World's Poultry Research*, 12(4), 258-262. <https://doi.org/10.36380/jwpr.2022.28>

- Karisma, U., Wiqoyah, N., & Pugarawati, S. (2021). Prevalence of Escherichia Coli, Salmonella spp. Staphylococcus aureus bacteria in chicken meat of traditional market Surabaya city. *Journal of IlmuTeknologi*, 12(1), 45-52.
- Katongole P., Nalubega F., Florence N. C., Asimwe B., Andia I. (2020). Biofilm formation, antimicrobial susceptibility and virulence genes of Uropathogenic Escherichia coli isolated from clinical isolates in Uganda. *BMC Infectious Diseases*, 20, 453. <https://doi.org/10.1186/s12879-020-05186-1>
- Kaur, R., Gupta, T. B., Bronlund, J., & Kaur, L. (2023). The potential of rosemary as a functional ingredient for meat products-a review. *Food Reviews International*, 39(4), 2212–2232. <https://doi.org/10.1080/87559129.2021.1950177>
- Kechbat, L., & Guergueb, Y. (2022). Suivi de la qualité du poulet fumé industriel et application du système HACCP : Cas de poulet fumé MARA OCEANE [Mémoire de master, Université Mentouri-Constantine 1]. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biologie Appliquée. Université Mentouri-Constantine
- Keeton, J. T., & Dikeman, M. E. (2017). ‘Red’ and ‘white’ meats—Terms that lead to confusion. *Animal Frontiers*, 7(4), 29–33. <https://doi.org/10.2527/af.2017.0440>
- Kermia, S., & Ouachem, A. (2020). Elevage de poulet de chair dans la région de Bouira, Enquête et suivi [Mémoire de master, Université de Bouira].
- Kleyn, F. J., & Ciacciariello, M. (2021). Future demands of the poultry industry: will we meet our commitments sustainably in developed and developing economies? *World's Poultry Science Journal*, 77(2), 267–278. <https://doi.org/10.1080/00439339.2021.1904314>
- Kralik, G., & Kralik, Z. (2017). Poultry products enriched with nutraceuticals have beneficial effects on human health. *Medicinski Glasnik*, 14(1), 1-10.
- Kralik, G., Kralik, Z., Grcevic, M., & Has-Schön, D. (2018). Quality of chicken meat. In B. Yücel & T. Taşkin (Eds.), *Animal husbandry and nutrition*. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.72865>
- Kreuzer, M., Müller, S., Mazzolini, L., Messikommer, R. E., & Gangnat, I. D. (2020). Are dual-purpose and male chickens more resilient against a low-protein-low soybean diet than slow-growing broilers? *British Poultry Science*, 61(1), 33–42. <https://doi.org/10.1080/00071668.2019.1673318>
- Kostoglou, D., Simoni, M., Vafeiadis, G., Kaftantzis, N.-M., & Giaouris, E. (2023) Prevalence of Campylobacter spp., Salmonella spp., and Listeria

monocytogenes, and population levels of food safety indicator microorganisms in retail raw chicken meat and ready-to-eat fresh leafy greens salads sold in Greece. *Foods*, 12(24), 4502. <https://doi.org/10.3390/foods12244502>

- Koju, P., Shrestha, R., Shrestha, A., Tamrakar, S., Rai, A., Shrestha, P., ... Shrestha, S. (2022). Antimicrobial resistance in *E. coli* isolated from chicken cecum samples and factors contributing to antimicrobial resistance in Nepal. *Tropical Medicine and Infectious Disease*, 7(9), 249. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed7090249>
- Kpomasse, C. C., Houndonougbo, F. M., Chrysostome, C. A. A. M., & Bindelle, J. (2021). Review: How village poultry production contributes to sustainable and equitable livelihoods for smallholder farmers in sub-Saharan Africa. *CABI Reviews*, 2021, 1-13. <https://doi.org/10.1079/PAVSNNR202116044>
- Laabed, M., Siabdallah, N., & Haddad, D. (2023). Modélisation de la conservation par congélation de la viande de poulet hachée. *Journal Algérien des Régions Arides*, 15(1), 72–78.
- Labomat. (2025). Étude de cas : mesure de texture de poulet rôti. <https://labomat.eu/fr/faq-texture/851-etude-de-cas-mesure-de-texture-de-poulet-roti.html>
- Lebeaux, D., & Ghigo, J.-M. (2012). Management of biofilm-associated infections: What can we expect from recent research on biofilm lifestyles? *Médecine/Sciences*, 28(8-9), 727-739. <https://doi.org/10.1051/medsci/2012288015>
- Landerslev, M. G., Araya-Morice, A., Pomponio, L., & Ruiz-Carrascal, J. (2018). Weight loss in superchilled pork as affected by cooling rate. *Journal of Food Engineering*, 219, 25–28. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2017.09.012>
- Lawler, A. (2016). *Why did the chicken cross the world?: the epic saga of the bird that powers civilization*. Simon and Schuster.
- Legrand, I., Hocquette, J. F., Denoyelle, C., & Bieche-Terrier, C. (2016). La gestion des nombreux critères de qualité de la viande bovine : une approche complexe. *INRA Productions Animales*, 29(2), 185–200.
- Lee, H. J., et al. (2018). Detection of antibiotic residues in chicken meat from different markets in Korea. *Korean Journal for Food Science of Animal Resources*, 38(2), 237–. <https://doi.org/10.5851/kosfa.2018.38.2.237>
- Maeusli, M., et al. (2020). Methodology for the determination of comprehensive polybrominated diphenyl ether (PBDE) and polychlorinated biphenyl (PCB) profile in a single sample of human serum. *ACS Omega*, 5(22), 12949–12957. <https://doi.org/10.1021/acsomega.0c01583>

- Mehdi, Y., Létourneau-Montminy, M. P., Gaucher, M. L., Chorfi, Y., Suresh, G., Rouissi, T., Brar, S. K., Côté, C., Ramirez, A. A., & Godbout, S. (2018). Use of antibiotics in broiler production: Global impacts and alternatives. *Animal Nutrition*, 4(2), 170–178. <https://doi.org/10.1016/j.aninu.2018.03.002>
- Merabet, M., & Mechernene, N. (2025). Évaluation de la contamination microbiologique decertains produits de charcuterie cuits conditionnés : Cachir [Mémoire de master, Université Belhadj Bouchaib – Aïn Témouchent].
- Micol, D., Jurie, C., & Hocquette, J.-F. (2010). Qualités sensorielles de la viande bovine. Impacts des facteurs d'élevage ? Dans D. Bauchart & B. Picard (Coord.), *Muscle et viande de ruminant* (pp. 165-174). Éditions Quae. <https://hal.inrae.fr/hal-02813525v1>
- Moawad, A. A., Hotzel, H., Awad, O., Tomaso, H., Neubauer, H., Hafez, H. M., & El-Adawy, H. (2017). Occurrence of *Salmonella enterica* and *Escherichia coli* in raw chicken and beef meat in northern Egypt and dissemination of their antibiotic resistance markers. *Gut Pathogens*, 9(57). <https://doi.org/10.1186/s13099-017-0206-9>
- MOHAMED S.R (2015). Études qualitatives et quantitatives des résidus d'antibiotiques dans la viande de volaille et les œufs dans la région de la Mitidja : Utilisation des probiotiques comme alternative [Thèse de doctorat, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou]. Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
- Monson, M. S., & Lamont, S. J. (2021). Genetic resistance to avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC) : Current status and opportunities. *Avian Pathology*, 50(5), 392–401. <https://doi.org/10.1080/03079457.2021.191>
- Moreki, J. C., Bhawa, S., Moreki, M. I., & Adeshinwa, A. O. (2025). Poultry production in Africa: Present status, challenges, opportunities, and Prospects. *Egyptian Journal of Veterinary Science*, 0(0), 1–15. <https://doi.org/10.21608/ejvs.2025.352822.2604>
- Mottet, A., & Tempio, G. (2017). Global poultry production: Current state and future outlook and challenges. *World's Poultry Science Journal*, 73(2), 245-256. <https://doi.org/10.1017/S0043933917000071>
- Momtaz, H., Rahimi, E., & Moshkelani, S. (2013). Molecular detection of *Salmonella enteritidis* in eggs by PCR. *Journal of Infection and Public Health*, 5(3), 211–216. <https://doi.org/10.1016/j.jiph.2012.01.003>

- Mouhous, A., Guermah, H., Djellal, F., & Kadi, S. A. (2021). Performance and competitiveness of broiler chicken farms in the area of free trade agreements: The case of Tizi-Ouzou (Algeria). *Veterinaria*, 70(1), 59–71. <https://doi.org/10.51607/22331360.2021.70.1.59>
- Murray, S., Pascoe, B., Meric, G., Mageiros, L., Yahara, K., Pascoe, B., & Sheppard, S. K. (2017). Recombination-mediated host adaptation by avian *Staphylococcus aureus*. *Genome Biology and Evolution*, 9(4), 830–842. <https://doi.org/10.1093/gbe/evx037>
- Murray, C. J., Ikuta, K. S., Sharara, F., Swetschinski, L., Robles Aguilar, G., Gray, A., et al. (2022). Global burden of bacterial antimicrobial resistance in 2019: A systematic analysis. *The Lancet*, 399, 629–655. [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(21\)02724-0](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(21)02724-0)
- Nahdi, S. (2016). Caractérisation des bactéries Psychotrophes de deux types aliments (Viande de volaille et de Poisson Sardine)\* [Mémoire de master, Université des frères Mentouri Constantine].
- Neima, H. A., Hassan, K. M., Sirwan, K., & Hameed, K. (2023). Trends in broiler chicken meat production and food security in the sulaymaniyah governorate. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 35(8), 701–708. <https://doi.org/10.9755/ejfa.2023.v35.i8.3156>
- Neeteson, A. M., Avendaño, S., Koerhuis, A., Duggan, B., Souza, E., Mason, J., Ralph, J., Rohlf, P., Burnside, T., Kranis, A., et al. (2023). Evolutions in commercial meat poultry breeding. *Animals*, 13, 3150. <https://doi.org/10.3390/ani13193150>
- Nirmal, N., Anyimadu, C. F., Khanashyam, A. C., Bekhit, A. E.-D. A., & Dhar, B. K. (2024). Alternative protein sources: Addressing global food security and environmental sustainability. *SustainableDevelopment*, 0(1–12). <https://doi.org/10.1002/sd.3338>
- Nguyen, P. T., & Quach, V. C. T. (2025). Antibiotic susceptibility of *Escherichia coli* originated from raw chicken meat in Vinh Long province's retail markets. *Veterinary Integrative Sciences*, 23(2), e2025056-1–14. <https://doi.org/10.12982/VIS.2025.056>
- Nwankwo, I. O., Atanu, S. J., Ezenduka, E. V., & Agada, G. O. A. (2025). Prevalence and risk of antibiotic-resistant *E. coli* and strain O157:H7 spread in wastewater, chicken, and handlers: A case study. *Notulae Scientia Biologicae*, 17(1), Article 12242. <https://doi.org/10.15835/nsb17112242>

- O'Neill, J. (2014). Antimicrobial resistance: Tackling a crisis for the health and wealth of nations. Review on Antimicrobial Resistance. <https://www.who.int/news/item/29-04-2019-new-report-calls-for-urgent-action>
- Osman, K. M., Kappell, A. D., Elhadidy, M., ElMougy, F., El-Ghany, W. A. A., Orabi, A., Mubarak, A. S., Dawoud, T. M., Hemeg, H. A., Moussa, I. M. I., Hessain, A. M., & Yousef, H. M. Y. (2018). Poultry hatcheries as potential reservoirs for antimicrobial-resistant *Escherichia coli*: a risk to public health and food safety. *Scientific Reports*, 8(1), 5859. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-23962-7>
- Ovi, F., Zhang, L., Nabors, H., Jia, L., & Adhikari, P. (2023). A compilation of virulence-associated genes that are frequently reported in avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC) compared to other *E. coli*. *Journal of Applied Microbiology*, 134(3), lxad014. <https://doi.org/10.1093/jambio/lxad014>
- Parlasca, M. C., & Qaim, M. (2022). Meat consumption and sustainability. *Annual Review of Resource Economics*, 14, 17–41. <https://doi.org/10.1146/annurev-resource-111920-014319>
- Perez-Arnedo, I., Cantalejo, M. J., Martínez-Laorden, A., & Gonzalez-Fandos, E. (2020). Effect of processing on the microbiological quality and safety of chicken carcasses at slaughterhouse. *International Journal of Food Science & Technology*, 55(3), 1200–1208. <https://doi.org/10.1111/ijfs.14398>
- Presscot (2018). Résistance bactérienne: définitions, mécanismes, évolution; EMC. Elsevier Masson SAS, Paris), *Maladies infectieuses*, 10, 1-13
- Plusa, T. (2019). The Importance of Biofilm in the Context of Increasing Bacterial Resistance to Antibiotics. *Polski Merkuriusz Lekarski*, 47(280), 197–202.
- Rafiei, F., & Khajali, F. (2021). Flavonoid antioxidants in chicken meat production: Potential application and future trends. *World's Poultry Science Journal*, 77(2), 347-361. <https://doi.org/10.1080/00439339.2021.1902525>
- Rahman, M. M., Hashem, M. A., Azad, M. A. K., Choudhury, M. S. H., & Bhuiyan, M. K. J. (2023). Techniques of meat preservation-A review. *Meat Research*, 3, Article 55. <https://doi.org/10.55002/mr.3.55>
- Rather, M. A., Gupta, K., Bardhan, P., Borah, M., Sarkar, A., Eldiehy, K. S. H., Bhuyan, S., & Mandal, M. (2021). *Microbial biofilm: A matter of grave concern for human health and food industry*. *Journal of Basic Microbiology*, 61(5), 380-395. <https://doi.org/10.1002/jobm.202000678>

- Rather, M. A., Gupta, K., & Mandal, M. (2021). *Microbial biofilm: formation, architecture, antibiotic resistance, and control strategies*. *Brazilian Journal of Microbiology*, 52(4), 1701–1718. <https://doi.org/10.1007/s42770-021-00624-x>
- Reynolds, A., & Mitri, J. (2024). Dietary advice for individuals with diabetes. In K. R. Feingold (Eds.) et al., *Endotext*. MDText.com, Inc. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK279012/>
- Ribeiro, S. M., Felício, M. R., Vilas Boas, E., Gonçalves, S., Costa, F. F., Samy, R. P., Santos, N. C., & Franco, O. L. (2016). New frontiers for anti-biofilm drug development. *Pharmacology & Therapeutics*, 160, 133-144. <https://doi.org/10.1016/j.pharmthera.2016.02.006>
- Ritchie, H., & Roser, M. (2020). Agricultural production. *Our World in Data*. <https://ourworldindata.org/agricultural-production>
- Rizaldi, A., Zelpina, E., & Oktarina, K. (2022). Coliform contamination and total plate count in broiler chicken meat: A case study of Traditional Markets in East Barito Regency. *Journal Sains Dan Teknologi Peternakan*, 4(1), 28–33. <https://doi.org/10.31605/jstp.v4i1.2085>
- Rouger, A., Tresse, O., & Zagorec, M. (2017). Bacterial contaminants of poultry meat: sources, species, and dynamics. *Microorganisms*, 5(3), 50. <https://doi.org/10.3390/microorganisms5030050>
- Rortana, C., Nguyen-Viet, H., Tum, S., Unger, F., Boqvist, S., Dang-Xuan, S., Koam, S., Grace, D., Osbjør, K., Heng, T., & others. (2021). Prevalence of *Salmonella* spp. and *Staphylococcus aureus* in chicken meat and pork from Cambodian markets. *Pathogens*, 10(5), 556. <https://doi.org/10.3390/pathogens10050556>
- Rumbaugh, K. P., & Sauer, K. (2020). Biofilm dispersion. *Nature Reviews Microbiology*, 18(10), 571–586. <https://doi.org/10.1038/s41579-020-0385-0>
- Sajib, M. M. R., Obidullah, M., Dutta, A., Ghosh, E., Nahar, S., Hassin, B. M., Rahman, M. M., & Ferdous, A. J. M. (2023). Body conformation, morphometry and meat yield characteristics of different genotypes of chicken. *Meat Research*, 3(5), Article 68. <https://doi.org/10.55002/mr.3.5.68>
- Santacroce, L., Di Domenico, M., Montagnani, M., & Jirillo, E. (2023). Antibiotic Resistance and Microbiota Response. *Current Pharmaceutical Design*, 29(5), 356–364. <https://doi.org/10.2174/1381612829666221102095629>

- Safarpour, D. F., Basti, A. A., Gandomi, H., Mis-agh, A., & Rahimi, E. (2018). [Retracted] *Pathogenic Staphylococcus aureus in hospital food samples; prevalence and antimicrobial resistance properties*. *Journal of Food Safety*, 38, e12501.
- Saleh, A. A., Alharthi, A. S., Alhotan, R. A., Atta, M. S., & Abdel-Moneim, A.-M. E. (2021). Soybean oil replacement by poultry fat in broiler diets: Performance, nutrient digestibility, plasma lipid profile and muscle fatty acids content. *Animals*, 11(9), 2609. <https://doi.org/10.3390/ani11092609>
- Sauer, K., Stoodley, P., Goeres, D. M., Hall-Stoodley, L., Burmølle, M., Stewart, P. S., & Bjarnsholt, T. (2022). *The biofilm life cycle: expanding the conceptual model of biofilm formation*. *Nature Reviews Microbiology*, 20(10), 608–620. <https://doi.org/10.1038/s41579-022-00767-0>
- Sherchan, S. P., Panta, O. P., & Karki, T. B. (2019). *Microbial quality of poultry meat in an ISO 22000: 2005 certified poultry processing plant of Kathmandu valley*. *International Journal of Food Contamination*, 6(1), 8. <https://doi.org/10.1186/s40550-019-0076-7>
- Shahbandeh, M. (2024). *Number of chickens worldwide from 1990 to 2022 (in million animals)*. *Statista*. <https://www.statista.com/statistics/263962/number-of-chickens-worldwide-since-1990>
- Sohaib, M., Zafar, M. S., Arshad, M. S., & Ahmad, R. S. (2020). *Evaluation of quality and safety attributes of slaughtered versus dead chicken birds meat*. *Revista Brasileira de Ciência Avícola*, 22(2), eRBCA-2020-1256. <https://doi.org/10.1590/1806-9061-2020-1256>
- Soro, A. B., Whyte, P., Bolton, D. J., & Tiwari, B. K. (2020). Strategies and novel technologies to control *Campylobacter* in the poultry chain: A review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 19(4), 1353–1577. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12544>
- Simopoulos, A. P. (2016). Omega-3 fatty acids and antioxidants in edible wild plants. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, 50(2), 82–87. [https://doi.org/10.1016/S0753-3322\(96\)80004-2](https://doi.org/10.1016/S0753-3322(96)80004-2)
- Siceloff, A. T., Carroll, L. M., Zhang, L., Kiess, A. S., Shariat, N. W. (2022). Regional *Salmonella* differences in United States broiler production from 2016 to 2020 and the importance of monitoring rare serotypes. *Applied and Environmental Microbiology*, 88(8), e00204-22. <https://doi.org/10.1128/aem.00204-22>

- Sudagidan, M., & Aydin, A. (2008). Screening virulence properties of staphylococci isolated from meat and meat products. *Wiener Tierärztliche Monatschrift - Veterinary Medicine Austria*, 95(5-6), 128–134.
- Torun, M. M. R., Khan, M. M. H., Rahman, M. M., Sadakuzzaman, M., & Hashem, M. A. (2023). Influence of degree of doneness temperature on the sensory, physiochemical, nutritional, and microbial properties of beef. *Meat Research*, 3(5), Article 69.
- Thong, N.V., Thuan, N.K., Minh, L.B.T., 2025. Prevalence of antibiotic resistance genes of *Escherichia coli* at the pig slaughterhouses in the Mekong Delta. *Vet. Integr. Sci.* 23(1), 1-10.
- Umana, S., Ekpo, U., Basse, M., Uko, M., & Abiaobo, N. (2017). Virulence Factors of Bacteria Isolated from Fish Sold at Open Air Market Centre in Okepedi, Itu, Akwa Ibom State, Nigeria. *Journal of Applied Life Sciences International*, 14(4), 1–14. <https://doi.org/10.9734/JALSI/2017/36860>
- Ugbo, E. N., Ugbo, A. I., Effendi, M. H., Tyasningsih, W., Agumah, B. N., Nwachi, A. C., Khairullah, A. R., Moses, I. B., Raissa, R., & Yanestria, S. M. (2024). Prevalence and molecular detection of *mecA* and *lukD* genes from livestock-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolated in raw chicken meats sold in Abakaliki, Nigeria. *Open Veterinary Journal*, 14(12), 3327. <https://doi.org/10.5455/ovj.2024.v14.i12.17>
- Uzundumlu, A. S., & Dilli, M. (2023). Estimating Chicken Meat Productions of Leader Countries for 2019-2025 Years. *Ciência Rural*, 53(2), e20210477. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20210477>
- Van, T. T. H., et al. (2020). The antibiotic resistance profile of *Escherichia coli* isolated from retail chicken meat in Vietnam. *Journal of Food Protection*, 83(7), 1114–1121. <https://doi.org/10.4315/0362-028X.JFP-19-399>
- Vidovic, N., & Vidovic, S. (2020). Antimicrobial resistance and food animals: influence of livestock environment on the emergence and dissemination of antimicrobial resistance. *Antibiotics*, 9(2), 52. <https://doi.org/10.3390/antibiotics9020052>
- Vieira, F. M. C., Portugal, M. A. G., de Borba, L. P., Angrecka, S., Herbut, P., Jongbo, A. O., De-Sousa, K. T., & Deniz, M. (2024). Poultry preslaughter operations

in hot environments: The present knowledge and the next steps forward. *Animals*, 14(19), 2865. <https://doi.org/10.3390/ani14192865>

- Vigilab. (2021). Salmonella sp. Laboratoire VIGILAB. <https://www.vigilab.com/documentation/fiches-microbiologie/salmonella-sp>
- Vilarrasa, A. (2022, août 10). Viande de poulet : propriétés et avantages. Améliore ta Santé. <https://amelioretasante.com/viande-de-poulet-proprietes-et-avantages/>
- Wen, D., Liu, Y., & Yu, Q. (2020). Metabolomic approach to measuring quality of chilled chicken meat during storage. *Poultry Science*, 99(5), 2543–2554. <https://doi.org/10.1016/j.psj.2019.11.052>
- Wibawati, P. A., Hartadi, E. B., Kartikasari, A. M., Wardhana, D. K., & Abdramanov, A. (2023). Prevalence and Profile of Antimicrobial Resistance in Escherichia coli Isolated from Broiler Meat in East Java, Indonesia. *International Journal of One Health*, 9(1), 27–31. <https://doi.org/10.14202/IJOH.2023.27-31>
- Wilcox, C. H., Sandilands, V., Mayasari, N., Asmara, I. Y., & Anang, A. (2023). A literature review of broiler chicken welfare, husbandry, and assessment. *World's Poultry Science Journal*, 80, 3–32. <https://doi.org/10.1080/00439339.2023.2260472>
- Xu, J., & Velleman, S. G. (2023). Critical role of the mTOR pathway in poultry skeletal muscle physiology and meat quality: an opinion paper. *Frontiers in Physiology*, 14, 1228318. <https://doi.org/10.3389/fphys.2023.1228318>
- Yenizey Alvarez-Cisneros, M., Pérez-Chabela, M. de L., & Ponce-Alquicira, E. (2025). Food Processing - Novel Technologies and Practices. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.1009509>
- Yun, Y. C., Kim, H., Ramachandraiah, K., & Hong, G. P. (2021). Evaluation of the relationship between freezing rate and quality characteristics to establish a new standard for the rapid freezing of pork. *Food Science of Animal Resources*, 41(6), 1012–1021. <https://doi.org/10.5851/kosfa.2021.e50>
- Zhang, L., Hao, Z., Zhao, C., Zhang, Y., Li, J., Sun, B., Tang, Y., & Yao, M. (2021). Taste compounds, affecting factors, and methods used to evaluate chicken soup: A review. *Food Science & Nutrition*, 9(10), 5833–5853. <https://doi.org/10.1002/fsn3.2501>



# *Annexe*



## Annexe 01 : Fiche d'acquête

### Questionnaire distribué dans les points de vente de viande de volaille :

1- La date :

2- Point de vente : Boucherie mixte

Volaille

3- Le lieu :

4- Le consommateur achète plus la viande : Blanche

Rouge

5- Est-ce que vous avez des clients régulièrement durant toute la semaine ?

Oui

Non

6- La vente est élevée : Toute la semaine

Événements

7- L'espèce la plus vendue : Poulet

Dinde

Autre

8- Les gens achètent beaucoup plus :

Poulet : Entier

Découpée

Entière + Découpée

9- Le poids moyen de poulet vendu :

10- Le prix du poulet :

11- Vendez-vous des poulets à des restaurants ?

Oui

Non

12- Les fournisseurs :

## Annexe 02 : Matériels

<b>Appareillages</b>	<b>Équipements et outils de laboratoire</b>	<b>Réactifs et solutions</b>
<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Hachoir</li> <li>_ Balance de précision</li> <li>_ Bec bunsen</li> <li>_ Bain marie</li> <li>_ Étuve d'incubation (30°C ,37°C ,44°C ,55°C)</li> <li>_ Spectrophotomètre</li> <li>_ Microscope optique</li> <li>_ Autoclave</li> <li>_ Réfrigérateur</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Paillasse</li> <li>_ Évier et eau courante</li> <li>_ Flacons</li> <li>_ Tubes à essai</li> <li>_ Boîtes de Pétri</li> <li>_ Pipettes pasteur</li> <li>_ Micropipette</li> <li>_ Pince métallique</li> <li>_ Embouts</li> <li>_ Écouvillons</li> <li>_ Portoirs</li> <li>_ Lames</li> <li>_ Cuves</li> <li>_ Galerie API 20E</li> <li>_ Disques d'antibiotiques</li> <li>_ Huile à immersion</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Eau physiologique</li> <li>_ Eau distillée</li> <li>_ Eau oxygénée (H2O2)</li> <li>_ Alcool-acétone</li> <li>_ Réactif TDA</li> <li>_ Réactif Kovacs</li> <li>_ Réactif VP I et VP II</li> <li>_ Réactif NR 1 et NR 2</li> </ul>
<b>Colorants</b>	<b>Autres</b>	
<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Violet de gentiane</li> <li>_ Lugol</li> <li>_ Fuchsine</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Blouse de laboratoire</li> <li>_ Gants</li> <li>_ Désinfectant (Eau de javel)</li> <li>_ Savon liquide</li> <li>_ Seringues</li> <li>_ Marqueur</li> </ul>	

## Annexe 03 : Milieux de culture et composants

Pour 1 litre d'eau distillé :

<b>Gélose VRBL</b>	<b>Gélose PCA</b>
<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Peptone.....7,00 g/l</li> <li>_ Extrait de levure.....3,00 g/l</li> <li>_ Sels biliaires N° 3.....1,50 g/l</li> <li>_ Lactose.....10,00 g/l</li> <li>_ Chlorure de sodium.....5,00 g/l</li> <li>_ Rouge neutre.....0,03 g/l</li> <li>_ Cristal violet.....0,002 g/l</li> <li>_ Agar.....15,00 g/l</li> </ul> <p>pH 7,4 ± 0,2 à 25°C</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Peptone de caséine.....5,00 g/l</li> <li>_ Extrait de levure.....2,50 g/l</li> <li>_ Glucose.....1,00 g/l</li> <li>_ Agar.....15,00 g/l</li> </ul> <p>pH 7,0 ± 0,2 à 25°C</p>
<b>Gélose Chapman</b>	<b>Gélose Hektoene</b>
<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Peptone de caséine.....5,00 g/l</li> <li>_ Peptone de viande.....5,00 g/l</li> <li>_ Extrait de viande.....1,00 g/l</li> <li>_ D-mannitol.....10,00 g/l</li> <li>_ Chlorure de sodium.....75,00 g/l</li> <li>_ Rouge de phénol.....0,025 g/l</li> <li>_ Agar.....15,00 g/l</li> </ul> <p>pH 7,4 ± 0,2 à 25°C</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Peptone.....12,00 g/l</li> <li>_ Extrait de levure.....3,00 g/l</li> <li>_ Sels biliaires N° 3.....9,00 g/l</li> <li>_ Lactose.....12,00 g/l</li> <li>_ Saccharose.....12,00 g/l</li> <li>_ Salicine .....2,00 g/l</li> <li>_ Chlorure de sodium.....5,00 g/l</li> <li>_ Thiosulfate de sodium.....5,00 g/l</li> <li>_ Citrate ferrique ammoniacal.....1,50 g/l</li> <li>_ Bleu de bromothymol.....0,065 g/l</li> <li>_ Fuchsine acide.....0,10 g/l</li> <li>_ Agar.....14,00 g/l</li> </ul> <p>pH 7,4 ± 0,2 à 25°C</p>
<b>Gélose Rouge Congo</b>	<b>Gélose Muller Hinton</b>
<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Cœur cerveau.....37 g/l</li> <li>_ Agar.....15 g/l</li> <li>_ Saccharose.....36 g/l</li> <li>_ Rouge Congo.....0.8 g/l</li> </ul> <p>pH 7,2 ± 0,2 à 25°C</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Hydrolysate acide de caséine.....17,5 g/l</li> <li>_ Extrait de viande.....2,0 g/l</li> <li>_ Amidon soluble.....1,5 g/l</li> <li>_ Agar agar bactériologique.....17,0 g/l</li> </ul> <p>pH final 7.3 ±0,2 à 25 °C</p>

<b>Giolitti-Cantoni</b>	<b>Eau Peptonée Tamponnée</b>
<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Tryptone.....10,0 g/l</li> <li>_ Extrait de viande.....5,0 g/l</li> <li>_ Extrait de levure.....5,0 g/l</li> <li>_ Glycine.....1,2 g/l</li> <li>_ Mannitol.....20,0 g/l</li> <li>_ Pyruvate de sodium.....3,0 g/l</li> <li>_ Chlorure de sodium.....5,0 g/l</li> <li>_ Chlorure de lithium.....5,0 g/l</li> <li>_ Tween 80.....1,0 g/l</li> </ul> <p>pH 6,9 ± 0,2 à 25°C</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Peptone de caséine.....10,00 g/l</li> <li>_ Chlorure de sodium.....5,00 g/l</li> <li>_ Phosphate disodique anhydre.....3,57 g/l</li> <li>_ Potassium di-hydrogénophosphate.....1,50 g/l</li> </ul> <p>pH 7,0 ± 0,2 à 25°C</p>
<b>Tryptone Sel</b>	
<ul style="list-style-type: none"> <li>_ Tryptone (peptone de caséine)....1,00 g/l</li> <li>_ Chlorure de sodium.....8,50 g/l</li> </ul> <p>pH 7,0 ± 0,2 à 25°C</p>	

## **Annexe 04 : Protocole de préparation des dilutions**

Réalisation de solutions diluées à partir d'un échantillon initial pour faciliter le comptage et la quantification des bactéries dans les analyses microbiologiques.

### **1 Préparation des échantillons pour l'analyse :**

- Dès l'arrivée au laboratoire, préparer des flacons stériles contenant chacun 90 ml de diluant TSE.
- Pour chaque flacon, préparer également deux tubes à essai stériles contenant chacun 9 ml de diluant TSE.
- Hacher les échantillons avec un hachoir propre et désinfecté afin d'obtenir une texture homogène.
- Peser précisément 10 g de chaque échantillon à l'aide d'une balance de précision.

### **2 Préparation de la solution mère :**

- Introduire chaque 10 g d'échantillon dans chaque flacon contenant 90 ml de diluant TSE à l'aide de cuillères stériles.
- Homogénéiser la suspension pour obtenir une dilution initiale de  $10^{-1}$ , appelée solution mère.

### **3 Préparation des dilutions décimales :**

- Pour chaque flacon de solution mère, préparer deux tubes de dilutions successives à  $10^{-2}$  et  $10^{-3}$ .
- Prélever 1 ml de la solution mère ( $10^{-1}$ ) à l'aide d'une micropipette stérile et l'introduire dans un tube stérile contenant 9 ml de diluant TSE pour obtenir la dilution  $10^{-2}$ .
- Prélever ensuite 1 ml de la dilution  $10^{-2}$  et l'introduire dans un autre tube stérile contenant 9 ml de diluant TSE pour obtenir la dilution  $10^{-3}$ .
- Ce protocole est appliqué à toutes les solutions mères désignées par les codes suivants : P1, P2, P3, P4, P5, P6, P7, P8, P9, P1', P2', P3', P4', P5', P6', P7', P8', P9', P10' et P11'. Chaque tube de dilution doit être correctement identifié afin de garantir un suivi précis tout au long de l'analyse.

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Flamber les flacons et les tubes à chaque utilisation.
- ✓ Changer la cuillère pour chaque échantillon.
- ✓ Changer l'embout pour chaque échantillon.

**Annexe 5 : Protocole de recherche et dénombrement de la flore mésophile  
aérobie totale (FMAT)**

Technique qui consiste à cultiver et compter les bactéries mésophiles aérobies, indicateurs de la qualité microbiologique globale d'un échantillon.

### **Mode opératoire :**

- Prélever aseptiquement 1 ml de la solution à l'aide d'une pipette stérile, en commençant par la dilution  $10^{-3}$ , puis répéter cette opération pour les dilutions  $10^{-2}$  et  $10^{-1}$ .
- Introduire ce volume dans une boîte de Pétri stérile et numérotée.
- Ajouter 10 à 15 ml de gélose PCA (Plate Count Agar) préalablement fondue et refroidie à 45°C.
- Homogénéiser le contenu en effectuant des mouvements circulaires et de « va-et-vient » en forme de « 8 » sur une surface fraîche et horizontale, permettant ainsi un bon mélange de l'inoculum avec la gélose.
- Après solidification de la première couche, couler une seconde couche plus mince de PCA pour éviter l'envahissement par des germes mobiles, ce qui facilite l'isolement et l'observation des colonies.
- Incuber les boîtes à 30°C, couvercle vers le bas, pendant 72 heures.
- Observer les boîtes toutes les 24 heures avant la lecture finale.

### **Lecture :**

- La lecture porte uniquement sur les colonies situées entre les deux couches de PCA.
- Les colonies obtenues sur PCA varient en taille, forme et couleur selon les bactéries présentes (Il peut s'agir d'entérobactéries, de *Bacillus*, staphylocoques, *Pseudomonas*, bactéries lactiques ou d'autres agents éventuellement pathogènes) et sont ensuite comptées à l'aide d'un compteur de colonies.

### **Calcul des résultats :**

- Seules les boîtes de Pétri contenant entre 30 et 300 colonies sont prises en compte pour un dénombrement fiable.
- La concentration des colonies en UFC/ml est calculée à partir de la formule suivante :

$$C = \frac{\sum \text{colonies}}{(v(n_1+0,1n_2) d)}$$

$\sum$ colonies = somme des colonies comptées

v = volume d'inoculum par boîte (en ml)

n1 = nombre de boîtes retenues à la première dilution

n2 = nombre de boîtes retenues à la deuxième dilution

d = facteur de dilution correspondant à la première dilution considérée.

Les résultats obtenus sont ensuite comparés aux normes en vigueur afin d'évaluer la conformité microbiologique de l'échantillon. Cette comparaison permet de déterminer si la charge microbienne totale respecte les limites fixées pour la sécurité et la qualité du produit analysé.

- La norme utilisée : JORA 2017 N°39. (10<sup>6</sup>UFC/g)

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Flamber les flacons et les tubes à chaque utilisation.
- ✓ Changer l'embout pour chaque échantillon.

## **Annexe 6 : Protocole de recherche et dénombrement des coliformes fécaux (CF)**

Analyse ciblée pour détecter et quantifier les coliformes d'origine fécale, ce qui permet d'évaluer la présence de pollution microbiologique potentiellement dangereuse.

### **Mode opératoire :**

- Prélever aseptiquement 1 ml de la solution à l'aide d'une pipette stérile, en commençant par la dilution  $10^{-3}$ , puis répéter cette opération pour les dilutions  $10^{-2}$  et  $10^{-1}$ .
- Transférer ce volume dans une boîte de Pétri stérile et numérotée.
- Ajouter environ 15 ml de gélose VRBL (violet rouge bile lactose) maintenue à 45°C.
- Homogénéiser délicatement le mélange en effectuant des mouvements circulaires et des va-et-vient en forme de « 8 » sur une surface horizontale et fraîche, afin de bien répartir l'inoculum dans la gélose.
- Après solidification de la première couche, couler une seconde couche plus mince de VRBL pour éviter l'envahissement par des germes mobiles, ce qui facilite l'isolement et l'observation des colonies.
- Incuber les boîtes de Pétri à l'étuve à 44°C pendant 24 heures, couvercle vers le bas.

### **Lecture :**

- La lecture porte uniquement sur les colonies situées entre les deux couches de gélose VRBL.
- Les colonies obtenues sur VRBL sont violacées, d'un diamètre égal ou supérieur à 0,5 mm, caractéristiques des coliformes fécaux, et sont ensuite comptées à l'aide d'un compteur de colonies.

### **Calcul des résultats :**

- Seules les boîtes de Pétri contenant entre 15 et 150 colonies sont prises en compte pour un dénombrement fiable.
- La concentration des colonies en UFC/ml est calculée à partir de la formule suivante :

$$C = \frac{\sum \text{colonies}}{(v(n_1 + 0,1n_2) d)}$$

$\sum \text{colonies}$  = somme des colonies comptées

v = volume d'inoculum par boîte (en ml)

n1 = nombre de boîtes retenues à la première dilution

n2 = nombre de boîtes retenues à la deuxième dilution

d = facteur de dilution correspondant à la première dilution considérée.

Les résultats obtenus sont ensuite comparés aux normes en vigueur afin d'évaluer la conformité microbiologique de l'échantillon. Cette comparaison permet de déterminer si la charge microbienne totale respecte les limites fixées pour la sécurité et la qualité du produit analysé.

- La norme utilisée : JORA 1998 N°35. (10<sup>3</sup> UFC/g)

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Flamber les flacons et les tubes à chaque utilisation.
- ✓ Changer l'embout pour chaque échantillon.

## **Annexe 07 : Protocole de recherche et d'identification de *Staphylococcus aureus***

Ensemble de techniques permettant d'isoler et confirmer la présence de *Staphylococcus aureus*, une bactérie souvent pathogène responsable de diverses infections.

## **Mode opératoire :**

### **1 Enrichissement :**

L'enrichissement permet d'augmenter la quantité de bactéries, surtout dans les échantillons à faible charge microbienne.

- Ajouter le milieu Giolitti Cantoni dans les tubes contenant les dilutions réalisées auparavant.
- Homogénéiser soigneusement le mélange.
- Incuber les tubes en étuve à 37°C pendant 24 heures.

### **2 Isolement :**

L'isolement permet de séparer les différentes espèces bactériennes pour une identification précise.

- Prélever une goutte du milieu d'enrichissement à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- Déposer cette goutte sur une boîte de Pétri contenant la gélose Chapman, préalablement préparée et numérotée.
- Étaler délicatement en stries pour assurer une bonne répartition.
- Incuber les boîtes en étuve à 37°C pendant 24 à 48 heures.

### **3 Purification :**

La purification consiste à obtenir une culture pure d'une seule espèce bactérienne pour éviter les erreurs lors de l'identification.

- Sélectionner les boîtes présentant des colonies caractéristiques de *Staphylococcus aureus* : colonies rondes, lisses, bombées et de couleur dorée.
- Prélever une colonie bien isolée à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- Ensemencer cette colonie sur une nouvelle boîte de Pétri contenant la gélose Chapman, préalablement préparée et numérotée.
- Incuber les boîtes en étuve à 37°C pendant 24 heures pour obtenir une culture pure.

## **Identification :**

L'identification consiste à reconnaître précisément la bactérie grâce à ses caractéristiques morphologiques et biochimiques.

- Observer les caractères morphologiques macroscopiques des colonies : taille, couleur, aspect.
- Réaliser des tests biochimiques, notamment le test de catalase et la coloration de Gram, pour confirmer la présence de *Staphylococcus aureus*. Ces tests permettent de différencier *Staphylococcus aureus* des autres espèces de *staphylocoques*.

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Flamber les tubes à chaque utilisation.
- ✓ Changer de pipette Pasteur pour chaque échantillon et la flamber avant chaque utilisation.

## **Annexe 08 : Protocole du test de la catalase**

Test biochimique qui détecte l'enzyme catalase, capable de décomposer le peroxyde d'hydrogène, utilisé pour différencier certains types de bactéries.

**Mode opératoire :**

- Prendre une boîte de Pétri stérile.
- Déposer une goutte d'eau oxygénée sur la surface de la boîte.
- Prélever, à l'aide d'une pipette Pasteur stérile, une colonie bactérienne caractéristique de *Staphylococcus aureus*.
- Mettre en contact la colonie prélevée avec la goutte d'eau oxygénée.

**Lecture :**

- Observer immédiatement la formation de bulles de gaz (O<sub>2</sub>).
- En présence de bulles, la souche bactérienne est catalase positive (+).
- En l'absence de bulles, la souche est catalase négative (-).

**Interprétation :**

- La formation de bulles traduit l'activité de l'enzyme catalase qui décompose le peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène moléculaire :  $2 \text{H}_2\text{O}_2 \rightarrow \text{O}_2 + 2 \text{H}_2\text{O}$
- Une réaction catalase positive signifie que la souche bactérienne possède l'enzyme catalase, tandis qu'une réaction négative indique son absence.

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Flamber les pipettes Pasteur avant chaque utilisation.
- ✓ Changer de pipette Pasteur pour chaque échantillon et la flamber avant chaque utilisation.

**Annexe 09 : Protocole de Recherche et d'identification de *Salmonella spp* et *d'Escherichia coli***

Procédures spécifiques visant à détecter et identifier ces bactéries indicatrices de contamination fécale, essentielles pour évaluer la qualité microbiologique des échantillons.

## **Mode opératoire :**

### **1 Enrichissement :**

- Introduire le milieu EPT (eau peptonée tamponnée) dans des tubes contenant les dilutions décimales réalisées auparavant.
- Homogénéiser soigneusement le mélange.
- Incuber les tubes à 37°C pendant 24 heures.

### **2 Isolement :**

- Prélever une goutte du contenu des tubes après enrichissement à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- Étaler cette goutte en stries sur une gélose Hektoen, préalablement coulée et séchée dans des boîtes de Pétri.
- Incuber les boîtes à 37°C pendant 24 à 48 heures.

### **3 Purification :**

- Examiner les boîtes incubées afin de repérer les colonies caractéristiques : colonies vertes à centre noir caractéristiques de *Salmonella spp* et colonies saumon caractéristiques d'*E. coli*.
- Prélever une colonie bien isolée à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- Ensemencer cette colonie sur une nouvelle boîte de Pétri contenant la gélose Hektoen, puis incuber à 37°C pendant 24 heures pour obtenir une culture pure.

## **Identification :**

- Observer les caractères morphologiques macroscopiques des colonies : taille, couleur, aspect.
- Effectuer des tests biochimiques standardisés, notamment avec la galerie API 20E et la coloration de Gram, afin de déterminer les profils métaboliques des bactéries et confirmer ainsi l'identification précise au niveau de l'espèce.

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Flamber les tubes à chaque utilisation.
- ✓ Changer de pipette Pasteur pour chaque échantillon et la flamber avant chaque utilisation.

**Annexe 10 : Protocole d'identification bactérienne par la galerie API 20E**

Méthode standardisée utilisant une série de micro-tests biochimiques intégrés dans une galerie pour identifier avec précision les Enterobacteriaceae.

## **Mode opératoire :**

### **1 Préparation de l'inoculum**

- Prélever une seule colonie bien isolée, caractéristique d'*E. coli*, sur gélose Hektoen à partir d'une culture pure et jeune, à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- Prendre un tube contenant 5 ml d'eau physiologique stérile.
- Introduire la colonie prélevée dans le tube.
- Homogénéiser soigneusement pour obtenir une suspension bactérienne homogène.

### **2 Préparation de la galerie**

- Prendre une boîte d'incubation.
- Verser environ 5 ml d'eau distillée dans les alvéoles de la boîte pour assurer une atmosphère humide. Cette humidité est nécessaire pour empêcher le dessèchement des substrats déshydratés contenus dans les microtubes et favoriser le bon déroulement des réactions biochimiques et permettre l'activation efficace des réactions enzymatiques indispensables à l'identification bactérienne.
- Inscrire la référence de la souche sur la languette latérale de la boîte.
- Déposer la galerie API 20E dans la boîte d'incubation.

### **3 Inoculation de la galerie**

- Incliner légèrement la boîte d'incubation vers l'avant en utilisant le couvercle comme support.
- Prélever la suspension bactérienne à l'aide d'une micropipette et poser délicatement la pointe sur la paroi latérale de la cupule afin d'éviter la formation de bulles d'air, puis remplir:
  - o Les tubes et cupules des tests CIT, VP, GEL.
  - o Les tubes uniquement, sans cupules, des autres tests non anaérobies.
  - o Les tubes des tests ADH, LDC, ODC, URE, H<sub>2</sub>S, en remplissant les cupules avec de l'huile de vaseline pour créer une anaérobiose.
- Refermer soigneusement la boîte d'incubation et la placer en étuve pour une incubation à 37°C pendant 18 à 24 heures.

### **Lecture de la galerie :**

- Après la période d'incubation, observer les changements de couleur ou les réactions visibles dans chaque microtube, qui indiquent la présence ou l'absence de certaines substances ou activités enzymatiques.
- Comparer les réactions biochimiques observées avec celles du tableau d'identification API 20E.
- Pour certains tests, il est nécessaire d'ajouter des réactifs afin de révéler les réactions non visibles spontanément. Par exemple :
  - o VP (Voges-Proskauer) : ajouter 1 goutte de réactif VP1 puis 1 goutte de réactif VP2.
  - o TDA (tryptophaneDésaminase) : ajouter 1 goutte de réactif TDA.
  - o IND (Indole) : ajouter 1 goutte de réactif de Kovac.
- Noter sur la fiche de résultats toutes les réactions, spontanées ou révélées par l'addition des réactifs, par positif ou négatif.

### **Identification :**

- Regrouper les tests par groupes de trois et attribuer à chaque test positif la valeur correspondante (1, 2 ou 4).
- Additionner les valeurs dans chaque groupe afin d'obtenir un code d'identification à 7 chiffres.
- Utiliser ce code dans le catalogue analytique ou via le logiciel d'identification API 20E pour déterminer précisément l'espèce bactérienne.

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Flamber les tubes à chaque utilisation.
- ✓ Changer de pipette Pasteur pour chaque échantillon et la flamber avant chaque utilisation.
- ✓ Changer l'embout pour chaque échantillon.

**Suite annexe 10 : Tableau de lecture de la galerie API 20 E**

**Source :** Notice technique API 20 E, bioMérieux SA, 2009, réf. 20 100/20 160, "Système d'identification des Enterobacteriaceae et autres bacilles à Gram négatif non fastidieux", imprimé en France.

TEST	COMPOSANT ACTIF	RÉACTION / ENZYME	NÉGATIF	POSITIF
ONPG	2-nitrophenyl- $\beta$ -D-galactopyranoside	$\beta$ -galactosidase (Ortho NitroPhenyl- $\beta$ -D-Galactopyranosidase)	incolore	jaune
ADH	L-arginine	Arginine DiHydrolase	jaune	rouge / orangé
LDC	L-lysine	Lysine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé
ODC	L-ornithine	Ornithine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé
CIT	trisodium citrate	utilisation du CITrate	vert pâle / jaune	bleu-vert / bleu
H2S	sodium thiosulfate	production d'H2S	incolore / grisâtre	dépôt noir / fin liseré
URE	urée	UREase	jaune	rouge / orangé
TDA	L-tryptophane	Tryptophane DésAminase	TDA / immédiat jaune	marron rougeâtre
IND	L-tryptophane	production d'INDole	JAMES / immédiat Incolore / vert pâle / jaune	rose
VP	sodium pyruvate	production d'acétoïne (Voges Proskauer)	VP 1 + VP 2 / 10 min incolore / rose pâle	rose / rouge
GEL	gélatine (origine bovine)	Gélatinase (GELatine)	non diffusion	diffusion du pigment noir
GLU	D-glucose	fermentation / oxydation (GLUcose)	bleu / bleu-vert	jaune / jaune gris
MAN	D-mannitol	fermentation / oxydation (MANnitol)	bleu / bleu-vert	jaune
INO	inositol	fermentation / oxydation (INOsitol)	bleu / bleu-vert	jaune

SOR	D-sorbitol	fermentation / oxydation (SORbitol)	bleu / bleu-vert	jaune
RHA	L-rhamnose	fermentation / oxydation (RHAmnose)	bleu / bleu-vert	jaune
SAC	D-saccharose	fermentation / oxydation (SACcharose)	bleu / bleu-vert	jaune
MEL	D-melibiose	fermentation / oxydation (MELibiose)	bleu / bleu-vert	jaune
AMY	amygdaline	fermentation / oxydation (AMYgdaline)	bleu / bleu-vert	jaune
ARA	L-arabinose	fermentation / oxydation (ARAbinose)	bleu / bleu-vert	jaune
OX	Test externe	cytochrome-OXydase		

### **Annexe 11 : Protocole de coloration de Gram**

Procédé de coloration différentielle qui classe les bactéries en Gram positif ou Gram négatif, selon la composition de leur paroi cellulaire, facilitant leur identification.

## **Mode opératoire :**

### **1 Préparation du frottis :**

- Déposer une goutte d'eau distillée sur une lame propre.
- À l'aide d'une pipette Pasteur, prélever 2 à 3 colonies isolées et les déposer dans la goutte d'eau.
- Étaler soigneusement la goutte contenant les bactéries sur une grande surface de la lame, afin d'obtenir un frottis mince et homogène.
- Laisser sécher à l'air libre.
- Fixer le frottis à la chaleur en passant doucement la lame trois fois dans la flamme du bec Bunsen (côté frottis vers le haut), sans surchauffer pour éviter d'endommager les bactéries.

### **2 Coloration au violet de gentiane :**

- Recouvrir le frottis fixé de quelques gouttes de violet de gentiane.
- Laisser agir pendant 1 minute.
- Rincer délicatement à l'eau distillée pour éliminer l'excès de colorant.

### **3 Mordançage au lugol (solution iodée) :**

- Recouvrir le frottis de quelques gouttes de lugol, un mordant qui fixe le violet de gentiane dans les bactéries à Gram positif grâce à la formation d'un complexe violet-iodé.
- Laisser agir 1 minute.
- Rincer délicatement à l'eau distillée.

### **4 Décoloration à l'alcool-acétone (solution décolorante) :**

- Verser quelques gouttes d'alcool-acétone sur la lame pour décolorer rapidement, ce qui permet de différencier les bactéries Gram-positives, qui restent violettes, des Gram-négatives, qui deviennent incolores après décoloration.
- Laisser agir pendant 15 à 30 secondes, ou jusqu'à ce que le liquide qui s'écoule soit presque clair.

- Rincer immédiatement à l'eau distillée pour arrêter la décoloration.

### **5 Contre-coloration à la fuchsine :**

- Recouvrir le frottis avec quelques gouttes de fuchsine
- Laisser agir pendant 1 minute.
- Rincer très légèrement à l'eau distillée.
- Observation au microscope
- Placer une goutte d'huile à immersion (huile de vaseline) sur le frottis.
- Observer au microscope optique avec un objectif à immersion (grossissement 1000x).
- Les bactéries Gram-positives apparaissent en violet.
- Les bactéries Gram-négatives apparaissent en rose.

### **Interprétation des résultats :**

- Les bactéries Gram positives apparaissent violettes car, leur paroi cellulaire épaisse en peptidoglycane retient le violet de gentiane lors de la décoloration à l'alcool-acétone.
- Les bactéries Gram négatives prennent une coloration rose de la fuchsine car, leur paroi est plus fine et possède une membrane externe riche en lipides, qui se décolore facilement à l'alcool-acétone, entraînant la perte du violet de gentiane initial.

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Changer de pipette Pasteur pour chaque échantillon et la flamber avant chaque utilisation.

## **Annexe 12 : Détecter la présence de biofilm microbien**

Méthode utilisée pour identifier l'existence de biofilm, une communauté de micro-organismes protégée par une matrice adhérente, souvent responsable d'une résistance accrue.

**Mode opératoire :**

- Prélever une colonie bien isolée à partir d'une culture pure et jeune à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- Ensemencer la colonie prélevée en stries sur une boîte de Pétri contenant la gélose Rouge Congo préalablement préparée et numérotée.
- Incuber les boîtes en étuve à 37 °C pendant 24 heures.

**Lecture :**

- Après incubation, observer la coloration des colonies.
- Les colonies noires indiquent la présence de biofilm.
- Les colonies rouges indiquent l'absence de biofilm.

**Interprétation :**

- La coloration noire des colonies est due à la fixation du colorant Rouge Congo par les polysaccharides présents dans la matrice extracellulaire du biofilm. Ce complexe formé confirme la présence et la production d'un biofilm par la souche.
- Les colonies rouges montrent que la souche n'a pas synthétisé cette matrice polysaccharidique et n'a pas formé de biofilm.

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Changer de pipette Pasteur pour chaque échantillon et la flamber avant chaque utilisation.

**Annexe 13 : Protocole de recherche des résidus d'antibiotiques**

C'est l'analyse visant à détecter et mesurer la présence de traces d'antibiotiques dans un échantillon, afin d'évaluer la contamination chimique qui peut affecter la sécurité sanitaire des produits.

### **Souche bactérienne utilisée :**

*Bacillus stearothermophilus* est une bactérie thermophile à Gram positif, capable de croître à des températures élevées, notamment autour de 55 °C. Elle produit des spores très résistantes à la chaleur, ce qui en fait un micro-organisme couramment utilisé comme indicateur biologique dans les tests de stérilisation. Sa sensibilité à plusieurs antibiotiques permet également la détection de résidus d'antibiotiques par l'observation de zones d'inhibition sur le milieu de culture.

La souche bactérienne utilisée dans notre étude est *Bacillus stearothermophilus*, issue du laboratoire universitaire de microbiologie, provient d'une culture pure et jeune.

### **Mode opératoire :**

#### **1 Préparation de la suspension bactérienne :**

- Prélever quelques colonies bien isolées de la souche bactérienne à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- Introduire les colonies prélevées dans un tube contenant de l'eau physiologique.
- Homogénéiser soigneusement pour obtenir une suspension bactérienne homogène.
- Prélever une partie de cette suspension dans une cuve, mesurer la densité optique (D.O.) à 625 nm à l'aide d'un spectrophotomètre, puis ajuster la concentration pour obtenir une D.O. comprise entre 0,08 et 0,1, correspondant à une concentration équivalente à 0,5 McFarland.

#### **2 Ensemencement sur milieu Mueller-Hinton :**

- Prendre les boîtes contenant la gélose Mueller-Hinton, préalablement préparées et numérotées.
- Réaliser des puits de 6 mm de diamètre à l'aide de la partie large d'une pipette Pasteur stérile, en respectant une distance de 3 cm entre chaque puits.
- Ensemencer la gélose avec la suspension bactérienne préparée à l'aide d'un écouvillon stérile en réalisant des stries serrées, en tournant la boîte afin de couvrir toute la surface.

### **3 Analyse des échantillons :**

- Prélever des petits morceaux des échantillons, puis les déposer dans les puits à l'aide d'une pince stérile.
- Incuber les boîtes à 55 °C pendant 24 heures.

### **Lecture des résultats :**

- Mesurer les diamètres des zones d'inhibition à l'aide d'une règle.
- Les échantillons présentant une zone d'inhibition (halo) d'au moins 9 mm de diamètre sont considérés comme positifs, indiquant la présence de résidus d'antibiotiques.

### **Interprétation :**

La formation d'un halo d'inhibition autour des puits montre que des substances présentes dans l'échantillon empêchent la croissance de *Bacillus stearothermophilus*. Cela signifie que des résidus d'antibiotiques sont présents, bloquant le développement bactérien et créant ainsi une zone claire autour des puits.

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Flamber le tube à chaque utilisation.
- ✓ Changer de pipette Pasteur pour chaque échantillon et la flamber avant chaque utilisation.
- ✓ Flamber la pince avant chaque utilisation.

## **Annexe 14 : Protocole d'antibiogramme**

Test qui consiste à déterminer la sensibilité ou la résistance d'une souche bactérienne à différents antibiotiques, permettant de choisir le traitement adapté.

## **Mode opératoire :**

### **1 Préparation de la suspension bactérienne :**

- Prélever quelques colonies bien isolées d'une culture bactérienne pure et jeune à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- Introduire les colonies prélevées dans un tube contenant de l'eau physiologique stérile.
- Homogénéiser soigneusement pour obtenir une suspension bactérienne homogène.
- Prélever une partie de cette suspension dans une cuve, mesurer la densité optique (D.O.) à 625 nm à l'aide d'un spectrophotomètre, puis ajuster la concentration pour obtenir une D.O. comprise entre 0,08 et 0,1, correspondant à une concentration équivalente à 0,5 McFarland.

### **2 Réalisation de l'antibiogramme :**

- Tremper un écouvillon stérile dans la suspension bactérienne préparée.
- Presser l'écouvillon contre la paroi du tube pour éliminer l'excès de liquide.
- Prendre une boîte de Pétri contenant la gélose Mueller-Hinton préalablement préparée et numérotée.
- Ensemencer le milieu en réalisant des stries serrées, en tournant la boîte de 60° à chaque passage, afin de couvrir toute la surface.
- Déposer les disques d'antibiotiques sur la surface du milieu à l'aide d'une pince stérile.
- Incuber les boîtes en étuve à 37 °C pendant 24 heures.

### **Lecture des résultats :**

- Après incubation, mesurer le diamètre des zones d'inhibition autour des disques antibiotiques à l'aide d'une règle millimétrée.
- Classer les souches en fonction des diamètres mesurés selon les critères standards en :
  - o Souches sensibles (S)
  - o Souches intermédiaires (I)
  - o Souches résistantes (R)

### **Interprétation :**

- La présence d'une zone d'inhibition claire autour d'un disque antibiotique indique que la souche est sensible à cet antibiotique, qui inhibe sa croissance.

- Une absence ou une réduction significative de zone d'inhibition révèle une résistance, signifiant que la bactérie peut croître malgré la présence de l'antibiotique.
- Les souches intermédiaires montrent une sensibilité partielle nécessitant une attention particulière lors du choix thérapeutique.

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Flamber les tubes à chaque utilisation.
- ✓ Changer de pipette Pasteur pour chaque échantillon et la flamber avant chaque utilisation.
- ✓ Changer d'écouvillon pour chaque échantillon.
- ✓ Flamber la pince avant chaque utilisation.

## **Annexe 15 : Protocole de conservation des souches**

Techniques permettant de préserver les bactéries isolées dans des conditions optimales, afin d'assurer leur viabilité à long terme pour des analyses ultérieures.

## **1 Préparation du milieu PCA**

- Préparer un flacon contenant 180 ml d'eau distillée.
- Peser 4,23 g de poudre de gélose PCA.
- Introduire la poudre dans le flacon.
- Homogénéiser le mélange.
- Chauffer le mélange au bain-marie avec agitation constante pendant au moins 1 minute pour dissoudre complètement la poudre.
- Répartir le milieu dans des tubes à essai, en remplissant chaque tube avec 9 ml du milieu.
- Stériliser les tubes en autoclave à 121 °C pendant 15 minutes.
- Laisser refroidir et solidifier les tubes en position verticale

## **2 Conservation de la souche :**

- Prélever une petite quantité de colonie à partir d'une culture pure et jeune à l'aide d'une pipette Pasteur stérile.
- Réaliser une piqûre centrale dans le tube PCA, préalablement numéroté afin d'identifier clairement chaque souche.
- Conserver les tubes dans des conditions appropriées assurant la viabilité des souches.

Pour éviter toute contamination croisée :

- ✓ Flamber le flacon et les tubes à chaque utilisation.
- ✓ Changer de pipette Pasteur pour chaque échantillon et la flamber avant chaque utilisation.