

UNIVERSITE KASDI MERBAH OUARGLA
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Biologique



Mémoire de Master Académique
Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie
Filière : Sciences Biologique
Spécialité : Microbiologie Appliquée

THEME

**Contribution à l'évaluation de la contamination
bactérienne superficielle des carcasses de poulet mises
sur le marché de la commune de Ouargla**

Présenté par :
Melle. AYAICHA Aya
Melle. SMILI Anissa Nour El Houda

Soutenu publiquement :
Le 18/06/2025

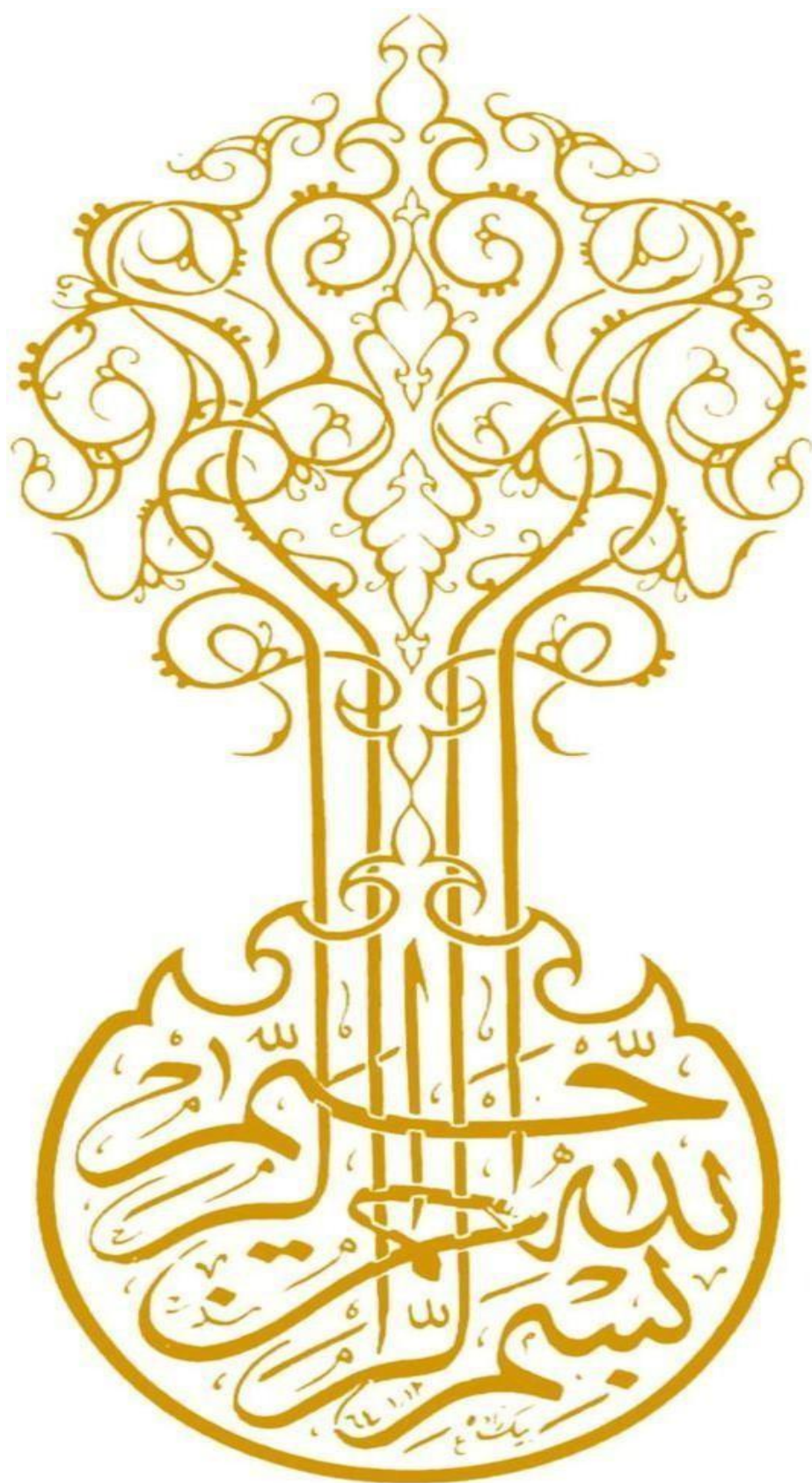
Devant le jury:

Mme BOUDJENAH S
Mme BENAÏSSA A
Mme SIBOUKEUR A

Président
Promoteur
Examineur

Professeur UKM Ouargla
MCA UKM Ouargla
MCB UKM Ouargla

Année Universitaire: 2024/2025



Remerciements

Nous remercions en premier lieu Dieu le Tout-Puissant de nous avoir accordé la santé et la volonté de commencer et d'accomplir ce travail.

Tout d'abord, ce travail n'aurait pas été aussi riche et n'aurait pu être mené à bien sans l'aide et l'encadrement de **Mme Benaïssa Atika**, maître de conférences classe A à l'université de Ouargla, faculté SNV, département des sciences biologiques.

Nous la remercions pour la qualité exceptionnelle de son encadrement, et pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant notre préparation de cette mémoire.

Nous souhaitons adresser notre profonde gratitude à **Mme Boudjenah S**, Professeur à l'Université Kasdi Merbah, Ouargla, pour l'honneur qu'elle nous a fait en acceptant de présider ce jury.

Nous adressons également nos sincères remerciements à **Mme SIBOUKEUR A**, Maître de Conférences de classe « B » à l'Université Kasdi Merbah, Ouargla, pour avoir accepté d'examiner ce travail et pour son intérêt.

Nous tenons aussi à remercier l'ensemble du personnel du laboratoire de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, pour les moyens techniques et les conditions de travail mis à notre disposition, ainsi que pour leur accueil merveilleux.

Nos remerciements s'adressent aux personnels du Centre Algérien du Contrôle Qualité Et de l'emballage -C.A.C.Q. E-laboratoire de Ouargla pour leur aide pratique et leur soutien moral et leurs encouragements.

Nos remerciements s'adressent également à tous nos professeurs pour leurs générosités et la grande patience dont ils ont su faire preuve malgré leurs charges académiques et professionnelles.

Dédicaces

Je dédie cette œuvre humble et modeste avec tout amour, sincérité et fierté :

À mes chers parents, source de tendresse, de noblesse et d'affection.
J'espère que cette étape sera pour vous une source de satisfaction.

À mes sœurs et mon frère, en signe de fraternité, avec mes vœux de bonheur, de santé et de réussite.

Et à tous les membres de ma famille.

À tous mes amis, à tous mes professeurs

Et à tous ceux qui ont contribué à cet humble travail.

Aya

Dédicaces

J'ai le grand plaisir de dédier ce modeste travail,

À ma très chère mère, qui me donne toujours l'espoir de vivre et qui n'a jamais cessé de prier pour moi.

À mon très cher père, pour ses encouragements, son soutien, surtout pour son amour et son sacrifice afin que rien n'entrave le déroulement de mes études

À mes sœurs

À mes meilleurs amis

Et mes chers collègues

Et tout qui m'aide et compulse ce modeste travail

En fin, je remercie ma binôme aya qui a contribué à la réalisation de ce modeste travail.

Anissa

Sommaire

Remerciement

Dédicace

Sommaire

La liste d'abréviations

La liste des Figures

La liste des tableaux

Introduction

Partie I : Synthèse bibliographique**Chapitre I : Généralités sur la viande de poulet**

I.1. Définition de la viande	6
I.2. Viande de poulet.....	6
I.3 Principales espèces animales productrices de viande blanche	7
I.4. Composition chimique de la viande de poulet	7
I.4.1. Eau	8
I.4.2. Protéines.....	8
I.4.3. Lipides.....	8
I.4.4. Glucides	8
I.4.5. Vitamines et Minéraux	8
I.5. Importance de la viande de poulet	9
I.6. Critères de qualité de la viande de poulet.....	9
I.6.1. Critères sensoriels	10
I.6.2. Critères nutritionnels	10
I.6.3. Critères technologiques	10
I.6.4. Critères hygiénique et sanitaire de la viande.....	11
I.7. Consommation de la viande de poulet En Algerie	11

Chapitre II: Microbiologie de la viande de poulet

II.1. Contamination de la viande de poulet	13
II.1.1. Contamination <i>ant- mortem</i>	13
II.1.2. Contamination <i>post-mortem</i>	13
II.2. Origine de la contamination de la viande de poulet.....	14
II.2.1. Origine endogène	14
II.2.1.1. Flore du tube digestif	14

II.2.1.2. Flore de la peau (cuir).....	15
II.2.1.3. Flore des voies respiratoires	15
II.2.2. Origine exogène.....	15
II.2.2.1. Contamination par le personnel.....	15
2.2.2. Infrastructures et équipements	15
II.2.2.3. Le milieu.....	16
II.3. Facteurs influençant la charge bactérienne de la viande de poulet	16
II.3.1. Facteurs intrinsèques.....	16
II.3.2. Facteurs extrinsèques	16
II.3.3. A l'abattage	17
II.4. Germes de contamination de viande de poulet.....	17
II.4.1. Flore aérobie mésophile totale (FAMT)	17
II.4.2. Coliformes fécaux.....	18
II.4.3. <i>Pseudomonas</i>	18
II.4.4. <i>Staphylococcus aureus</i>	18
II.4.5. Levures et moisissures	19
II.5. Risques liés à la contamination des viandes de poulet.....	19
II.5.1. Intoxication	19
II.5.2. Intoxination.....	20
II.5.3. Toxi-infection.....	20

Partie II: Méthodologie de travail

Chapitre III : Matériel et méthodes

III.1. Objectif de travail	23
III.2. Région d'étude	23
III.3. Échantillonnage	24
III.4. Prélèvement en surface	25
III.4.1. Méthode par écouvillonnage.....	25
III.4.2. Préparation des dilutions décimales.....	25
III.5. Etude bactériologique	26
III.5.1. Isolement et dénombrement de la flore aérobie mésophile totale (FMAT)	26

III.5.2. Isolement et dénombrement des staphylocoques.....	27
III.5.3. Isolement et dénombrement des Coliformes Totaux (CT) et Coliformes Fécaux (CF).	28
III.5.4. Recherche et Isolement d' <i>Escherichia colis</i>	29
III.5.6. Isolement et dénombrement des <i>Pseudomonas spp</i>	32
III.6. Etude macroscopique	33
III.7. Etude microscopique : Coloration de Gram	34
III.8. Etude biochimique	35
III.8.1. Pré-identification de <i>Staphylococcus aureus</i>	35
III.9. Lecture et expression des résultats	36

Chapitre IV : Résultats et discussion

IV1. Nombre de prélèvements.....	38
IV2. Pourcentage des flores étudiées.....	39
IV3. Dénombrement de FAMT selon l'échantillon et la zone anatomique prélevée.....	40
IV31. Viande provenant de la wilaya de Biskra.....	40
IV32. Viande provenant de la wilaya de Batna	41
IV33. Viande provenant de la wilaya de Sétif.....	41
IV4. Dénombrement des staphylocoques	42
IV41. Viande provenant de la wilaya de Biskra.....	42
IV42. Viande provenant de la wilaya de Batna	43
IV43. Viande provenant de la wilaya de Sétif.....	43
IV5. Dénombrement du Coliformes Totaux (CT).....	44
IV51. Viande provenant de la wilaya de Biskra.....	44
IV52. Viande provenant de la wilaya de Batna	45
IV53. Viande provenant de la wilaya de Sétif.....	45
IV6. Dénombrement du Coliformes Fécaux (CF)	46
IV61. Viande provenant de la wilaya de Biskra.....	46
IV62. Viande provenant de la wilaya de Batna	47
IV63. Viande provenant de la wilaya de Sétif.....	47
IV7. Dénombrement des Salmonelles	48
IV71. Viande provenant de la wilaya de Biskra.....	48
IV72. Viande provenant de la wilaya de Batna	49
IV73. Viande provenant de la wilaya de Sétif.....	49
IV8. Comparaison des charges bactériennes de la viande de poulet selon sa	

source.....	50
IV.9. Résultats de l'étude macroscopique	50
IV.9.1. Coliformes totaux (CT).....	50
IV.9.3. Staphylocoques (<i>Staphylococcus aureus</i>).....	52
IV.9.4. Salmonelles	52
IV.9.5. <i>Pseudomonas</i>	53
IV.10. Résultats de l'étude microscopique	54
IV.11. Résultats de l'étude biochimique	55
IV.11.1. Pré-identification de <i>E. coli</i>	55
IV.11.2. Pré-identification de <i>Staphylococcus aureus</i>	57
IV.11.2.1. Test de la catalase.....	57
IV.12. Etude analytique.....	58
IV.12. Etude bactériologique.....	58
IV.12.1. Flore mésophile aérobie totale (FMAT)	58
IV.12.2. Coliformes totaux (CT) et coliformes fécaux (CF).....	58
IV.12.3. Staphylocoques à coagulase positive (<i>Staphylococcus aureus</i>).....	59
IV.12.4. <i>Salmonella</i> spp.....	59
IV.13. Etude macroscopique	59
IV.14. L'étude microscopique	61
IV.14.1. Pré-identification de <i>Escherichia coli</i>	62
IV.14.2. Pré-identification de <i>Staphylococcus aureus</i>	62
Conclusion	65
Références bibliographiques.....	68
Annexes.....	82
Résumés	

La liste des abréviations

Abréviations	Signification
Ufc	Unité Formant Colonie
cm²	Centimètre carré
ICMSF	International Commission on Microbiological Specifications for Foods
S. aureus	<i>Staphylococcus aureus</i>
H, S	Sulfure d'Hydrogène
PCR	Polymerase Chain Reaction (Réaction de polymérisation en chaîne)
E1	Échantillon 1 – Cuisses
E2	Échantillon 2 – Aile
E3	Échantillon 3 – Surface blanc
cm²	Centimètre carré
°C	Degré Celsius
%	Pourcentage
ml	Millilitre
g/l	Gramme par litre
VRBL	Gélose lactosée au cristal violet
PCA	Plate Count Agar
TSI	Triple-Sugar-Iron
FMAT	Flore mésophile aérobie totale
Kcal	Kilocalorie

La liste des figures

Figure 1: Les critères de la qualité de la viande	10
Figure 2: Schéma représentant les étapes successives de l'abattage des volailles à la production de viande et les voies de contamination associées	14
Figure 3: Facteurs influençant la détérioration bactérienne des viandes de volaille	20
Figure 4: la commune de Ouargla.....	23
Figure 5: Echantillons de viande de poulet	24
Figure 6: Protocole des dilutions décimales à partir de la solution mère	26
Figure 7: Technique de dénombrement de la Flore aérobie mésophile totale (FMAT).....	27
Figure 8: Technique de dénombrement de staphylocoque	28
Figure 9: Technique de dénombrement de (CT) et (CF)	29
Figure 10: Technique de dénombrement de <i>Escherichia coli</i>	30
Figure 11: L'ensemencement sur milieu pepton water exandol	31
Figure 12: Technique de dénombrement de <i>Salmonella Spp</i>	32
Figure 13: Technique de dénombrement de <i>Pseudomonas spp</i>	33
Figure 14: La coloration de Gram.....	34
Figure 15: Test de catalase.....	35
Figure 16: Test de coagulase.....	36
Figure 17: Pourcentages des flores dénombrées dans la viande de poulet	39
Figure 18: Dénombrement des FAMT dans les échantillons de viande de poulet provenant de Biskra.....	40
Figure 19: Dénombrement des FAMT dans les échantillons de viande de poulet provenant de Batna.....	41
Figure 20: Dénombrement des FAMT dans les échantillons de viande de poulet provenant de Sétif.....	41
Figure 21: Dénombrement des staphylocoques dans les échantillons de viande de poulet provenant de Biskra	42
Figure 22: Dénombrement des staphylocoques dans les échantillons de viande de poulet provenant de Batna.....	43
Figure 23: Dénombrement des staphylocoques dans les échantillons de viande de poulet provenant de Sétif	43
Figure 24: Dénombrement des CT dans les échantillons de viande de poulet provenant de	

Biskra	44
Figure 25: Dénombrement des CT dans les échantillons de viande de poulet provenant de Batna	45
Figure 26: Dénombrement des CT dans les échantillons de viande de poulet provenant de Sétif	45
Figure 27: Dénombrement des CF dans les échantillons de viande de poulet provenant de Biskra	46
Figure 28: Dénombrement des CF dans les échantillons de viande de poulet provenant de Batna	47
Figure 29: Dénombrement des CF dans les échantillons de viande de poulet provenant de Sétif	47
Figure 30: Dénombrement des Salmonelles dans les échantillons de viande de poulet provenant de Biskra	48
Figure 31: Dénombrement des Salmonelles dans les échantillons de viande de poulet provenant de Batna	49
Figure 32: Dénombrement des Salmonelles dans les échantillons de viande de poulet provenant de Sétif	49
Figure 33: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu VRBL des coliformes totaux	51
Figure 34: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu VRBL des coliformes fécaux	52
Figure 35: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu Chapman : des <i>staphylocoques</i>	52
Figure 36: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu Hektoen des salmonella	53
Figure 37: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu King A des <i>Pseudomonas</i>	53
Figure 38: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu King B des <i>Pseudomonas</i>	54
Figure 39: Observations microscopiques des cellules des (a) <i>Staphylococcus</i> (b) <i>Pseudomonas</i> et	55
Figure 40: la présence de colonies caractéristiques sur l'aile et le blanc	55
Figure 41: L'absence de colonies caractéristiques sur la cuisse	56
Figure 42: la présence de colonies caractéristiques sur l'aile et le blanc	56
Figure 43: L'absence de colonies caractéristiques sur la cuisse	57
Figure 44: Résultat des tests catalase et coagulase de <i>Staphylococcus</i>	57

La liste des tableaux

Tableau 1: Principales espèces animales productrices de viande blanche	7
Tableau 2: Composition nutritionnelle (g) et valeur énergétique (kcal) pour 100 g de viande de poulet	8
Tableau 3 : Les points de collecte des échantillons.....	24
Tableau 4: éléments d'identification macroscopique	34
Tableau 5: Nombre de prélèvements de viande de poulet	38
Tableau 6: Charge globale des différentes flores étudiées	38
Tableau 7: Résultat microscopique des échantillons.....	55

Introduction

Introduction

La viande de volaille, et en particulier de poulet, représente une part importante de la consommation alimentaire à travers le monde, en raison de son prix relativement bas et de ses qualités nutritionnelles (**Salah et al., 2019**).

Cependant, cette viande est souvent un vecteur de bactéries pathogènes, telles que *Salmonella*, *Campylobacter*, et d'*Escherichia coli* pathogènes, qui peuvent entraîner des intoxications alimentaires graves (**Souto et al., 2017**).

En Algérie, bien que l'industrie avicole soit en développement, la contamination bactérienne des carcasses de poulet reste un problème majeur pour la santé publique, particulièrement dans les marchés locaux où les conditions de stockage et de manipulation peuvent favoriser la prolifération de ces micro-organismes (**Kherfallah et al., 2018**).

L'importance de l'évaluation de la contamination bactérienne superficielle des carcasses de poulet mises sur le marché réside dans la prévention des risques sanitaires pour les consommateurs.

Les surfaces de la carcasse, après l'abattage et la manipulation, peuvent être des réservoirs pour diverses bactéries, Une étude approfondie de cette contamination permettrait de mieux comprendre les facteurs influençant la propagation de ces agents pathogènes dans la chaîne alimentaire, allant des conditions d'abattage jusqu'à la vente. De plus, elle pourrait également fournir des informations sur les pratiques d'hygiène et de contrôle dans les abattoirs et les points de vente (**Zinedine et al., 2015**).

Dans le cadre de cette étude, nous intéressons à la contamination des carcasses de poulet commercialisées sur les marchés de la commune de Ouargla.

L'objectif est d'évaluer la présence et la prévalence des bactéries pathogènes sur les carcasses de poulet mises sur les marchés de cette commune, Cette étude contribuera à une meilleure compréhension des pratiques de manipulation des carcasses et des mesures nécessaires pour garantir la sécurité sanitaire des produits avicoles mis sur le marché.

Pour le faire notre travail s'articule essentiellement au tour des points suivants :

- Isoler et dénombrer quelques flores de bactéries contaminant les viandes de poulet.
- Pre- identifier quelques espèces de bactéries présumées pathogènes.

Le présent de travail basé sur trois parties :

La première consiste en une synthèse bibliographique sur la viande de poulet et les bactéries qui la contaminent.

La deuxième présente la méthodologie adaptée pour réaliser la partie expérimentale.

La troisième partie est consacrée aux résultats obtenus qui seront discutés dans un contexte scientifique. On a achevé notre document par une conclusion et des perspectives.

Partie I : Synthèse bibliographique

Chapitre I :

Généralités sur la viande de poulet

I.1. Définition de la viande

La viande se réfère au muscle squelettique et à ses tissus associés provenant des espèces animales telles que les mammifères, les oiseaux, et les espèces aquatiques, qui sont généralement récoltés pour la consommation humaine. **(Boler & Woerner, 2017).**

La viande varie selon les contextes culturels et scientifiques. Aux États-Unis, par exemple, la viande est constituée principalement de morceaux comme les steaks, les hamburgers, et le jambon. Cependant, le poulet et le poisson doivent être classifiés comme "viande", ou devraient être désignés sous des catégories distinctes telles que "volaille" et "fruits de mer" **(Zhang, et al., 2017).**

L'American Meat Science Association (AMSA) a développé un lexique pour clarifier ces termes, afin de garantir une communication uniforme parmi les scientifiques, les consommateurs et les industries concernées. Ce lexique inclut la viande de volaille et de fruits de mer dans sa définition, tout en soulignant la confusion engendrée par des termes comme "viande rouge" et "viande blanche", qui peuvent prêter à confusion et mener à des généralisations erronées **(Seaman, 2017 ; Dikeman & Keeton, 2017).**

La clarification de ce que constitue la viande est essentielle pour une compréhension commune de son rôle dans l'alimentation humaine, l'industrie alimentaire, et les débats nutritionnels **(McNeil, et al., 2017 ; Schaefer & Arp, 2017).**

I.2. Viande de poulet

La viande de poulet provient de jeunes volailles domestiques, mâles ou femelles, élevés principalement pour leur chair. Elle constitue une source essentielle de protéines de haute qualité, grâce à son profil équilibré en acides aminés essentiels, ce qui lui confère une valeur nutritionnelle élevée. Cependant, cette richesse en nutriments favorise également la prolifération microbienne, rendant indispensable l'application de mesures d'hygiène rigoureuses tout au long de la chaîne de production, depuis la manipulation jusqu'à la conservation **(Mebkhout et al., 2021).**

Accessible à un large public en raison de son coût relativement abordable, la viande de poulet représente une source de protéines animales particulièrement adaptée aux populations à faibles revenus **(Smith & Wiesmann, 2007).**

Sur le plan nutritionnel, elle est classée parmi les viandes blanches en raison de sa faible teneur en graisses saturées comparée aux viandes rouges. Cette caractéristique en fait un choix privilégié pour les personnes souhaitant limiter leur apport en lipides tout en maintenant une consommation optimale de protéines **(Traditions Sarthoise, 2023).**

La qualité hygiénique du poulet dépend de nombreux facteurs, notamment la contamination lors des différentes étapes de transformation, telles que l'abattage et la découpe, en raison du contact avec les mains des opérateurs, les outils et les surfaces de travail. De plus, la prolifération bactérienne peut survenir au cours des phases de refroidissement, de stockage et de distribution, soulignant ainsi l'importance du respect des normes d'hygiène et de sécurité alimentaire à chaque étape de la chaîne de production (Mebkhout *et al.*, 2021).

I.3 Principales espèces animales productrices de viande blanche

Les principales espèces animales productrices de viande blanche comprennent les volailles et certaines espèces de mammifères et de poissons. La classification de la viande blanche repose généralement sur la faible teneur en myoglobine des muscles, ce qui lui confère une couleur plus claire par rapport à la viande rouge (Tableau 1) (Berri *et al.*, 2018).

Tableau 1: Principales espèces animales productrices de viande blanche (Zeghilet, 2009).

Animal	Etat de l'animal	Poids (Kg)
Poulet	Mâle et femelle	0.8 à 1.3
Poularde (On caractérise la poularde par ses pattes bleues).	Femelle en fin de croissance, os fins et chair abondante.	1.3 à 1.8
Poule	Femelle en fin de croissance, abattue après la 1ère période de ponte.	1.2 à 1.8
Dindonneau		2 à 3
Dinde		3 à 6
Dindon		6 à 12

I.4. Composition chimique de la viande de poulet

La viande de poulet est une source de protéines de haute qualité et en nutriments essentiels. Sa composition chimique varie en fonction de certains facteurs tels que la zone anatomique, la présence de peau et la méthode de cuisson. Le tableau 1, donne la composition biochimique pour 100 grammes de viande de poulet (Tableau 02) (Duchêne *et al.*, 2016).

Tableau 2: Composition nutritionnelle (g) et valeur énergétique (kcal) pour 100 g de viande de poulet (CIWF, 2023).

Composé	Eau	Protéines	Matières grasses	Energie
Teneur	70,3%	20%	9,7%	Kcal

I.4.1. Eau

La viande de poulet est composée de 65 à 75% de son poids total en eau. Cette variation dépend de plusieurs facteurs, la race, l'âge et le mode d'élevage des volailles. L'eau joue un rôle essentiel dans la texture, la jutosité et la tendreté de la viande (Hui & Sherkat, 2010).

I.4.2. Protéines

Le poulet est une source de protéines de haute qualité biologique, contenant environ 20 à 23% de protéines. Ces protéines fournissent tous les acides aminés essentiels nécessaires au bon fonctionnement de l'organisme humain. Parmi ces acides aminés, on retrouve la leucine, l'isoleucine, la valine, la lysine et la méthionine, qui sont indispensables pour la croissance musculaire et le maintien des tissus (Bogosavljević-Boskovic et al., 2010).

I.4.3. Lipides

La teneur en lipides de la viande de poulet varie en fonction de la partie consommée et de la présence ou non de la peau. En général, la viande de poulet contient entre 1,5 et 13% de lipides. Ces lipides sont composés essentiellement d'acides gras insaturés, qui sont bénéfiques pour la santé cardiovasculaire. La quantité de lipides est plus faible dans la poitrine (environ 1,5%) et plus élevée dans les cuisses et les ailes (jusqu'à 13%) (Ristic et Damme, 2010).

I.4.4. Glucides

La viande de poulet contient une quantité négligeable de glucides, généralement inférieure à 1%. Les glucides sont sous forme de glycogène, un polymère de glucose stocké dans les muscles et le foie des volailles. Après l'abattage, la concentration en glycogène diminue rapidement, ce qui explique la quasi-absence de glucides dans la viande de poulet prête à la consommation (Lawrie et Ledward, 2006).

I.4.5. Vitamines et Minéraux

Le poulet est riche en vitamines du groupe B, notamment la niacine (B3), la pyridoxine (B6) et la cobalamine (B12). En outre, la viande de poulet contient du phosphore, du sélénium et du zinc (Alvarado et McKee, 2007).

I.5. Importance de la viande de poulet

L'importance de la viande de poulet réside dans son prix abordable, sa facilité de préparation et sa haute valeur nutritionnelle, notamment sa teneur élevée en protéines facilement absorbées et sa teneur relativement faible en matières grasses par rapport au bœuf et au porc (Eurostat, 2015 ; Brenes & Roura, 2010).

De plus, sa composition favorable en acides gras, en particulier sa teneur en acides gras polyinsaturés (AGPI), en fait un choix privilégié pour les consommateurs à la recherche d'options de viande plus saines (del Puerto *et al.*, 2017 ; Gibbs *et al.*, 2013 ; Givens *et al.*, 2011).

En outre, la viande de poulet joue un rôle crucial dans les modifications alimentaires, car son profil en acides gras peut être influencé par la composition de l'alimentation des volailles, ce qui permet d'améliorer les nutriments bénéfiques tels que les acides gras oméga-3 (Dal Bosco *et al.*, 2012 ; Jung *et al.*, 2010 ; Rymer & Givens, 2005).

Cependant, sa teneur élevée en acides gras insaturés la rend sensible à l'oxydation, ce qui peut avoir un impact sur sa qualité sensorielle et sa durée de conservation. Les progrès réalisés dans les méthodes d'emballage, telles que l'emballage sous atmosphère modifiée (MAP) et l'emballage sous vide (VP), visent à relever ces défis en préservant la qualité de la viande et en prolongeant sa durée de conservation (Rossaint *et al.*, 2015 ; Lund *et al.*, 2007).

La consommation généralisée de viande de poulet et son adaptabilité à différentes méthodes de cuisson, ainsi que son rôle dans l'amélioration de la nutrition et du régime alimentaire, soulignent son importance en tant que source de protéines de base dans de nombreux régimes alimentaires à travers le monde (Xiao *et al.*, 2011 ; Cortinas *et al.*, 2004).

I.6. Critères de qualité de la viande de poulet

La qualité de la viande de poulet est un enjeu majeur pour les producteurs et les consommateurs. Elle repose sur plusieurs critères qui influencent son acceptabilité sensorielle, sa valeur nutritionnelle et ses propriétés technologiques. Ces critères sont fortement influencés par des facteurs génétiques, environnementaux et alimentaires (Figure 1) (Kuttappan *et al.*, 2013).

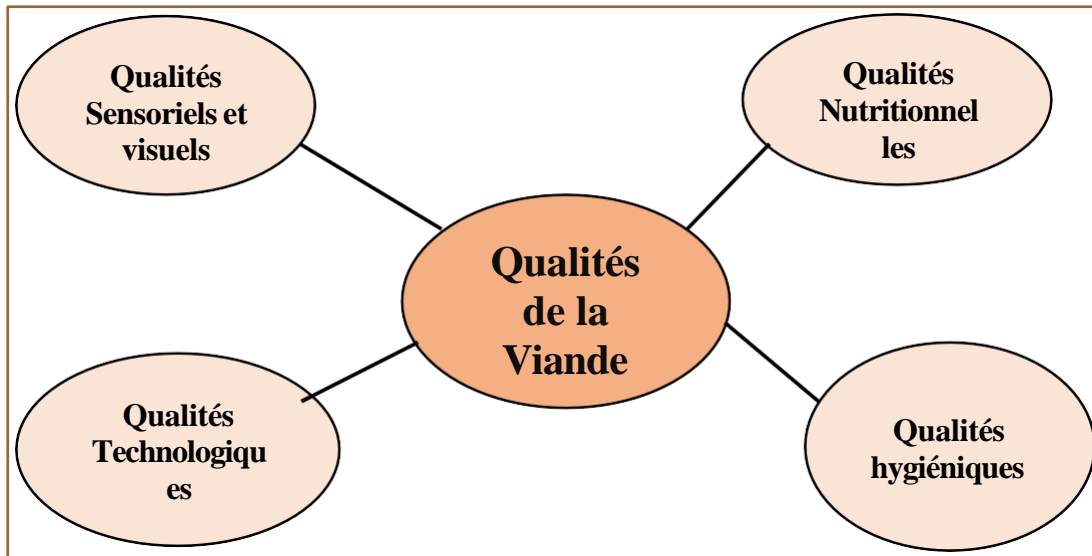


Figure 1: Les critères de la qualité de la viande (Boudechicha, 2014)

I.6.1. Critères sensoriels

L'aspect de la viande est un critère déterminant pour le consommateur. Une couleur homogène et une texture tendre sont recherchées. Cependant, la sélection génétique pour une croissance rapide a entraîné l'apparition de défauts de qualité qui altèrent l'apparence et la texture du filet (Petracci et al., 2013). Ces anomalies sont associées à des modifications structurelles des fibres musculaires et à des dépôts de graisse ou de tissu conjonctif excessif (Sihvo et al., 2013).

I.6.2. Critères nutritionnels

La viande de poulet est appréciée pour sa richesse en protéines et sa faible teneur en lipides. Une bonne qualité nutritionnelle implique une teneur élevée en protéines de haute valeur biologique, un faible taux de lipides intramusculaires et un bon équilibre en acides aminés essentiels (Boerboom et al., 2017).

Cependant, des myopathies comme le "white striping" peuvent altérer cette qualité en augmentant la proportion de graisse intramusculaire et en modifiant la composition des protéines musculaires (Abasht et al., 2016).

I.6.3. Critères technologiques

Les propriétés technologiques de la viande influencent sa transformation et son utilisation industrielle. Un pH optimal, situé entre 5,7 et 5,9, est essentiel pour éviter une viande trop sèche ou exsudative (Kuttappan et al., 2013c).

La capacité de rétention d'eau est un facteur clé influençant la tendreté et la jutosité après cuisson. Par ailleurs, la stabilité oxydative est importante pour préserver la couleur et la saveur, notamment en limitant l'oxydation des lipides (**Sundekilde et al., 2017**).

I.6.4. Critères hygiénique et sanitaire de la viande

La viande doit être maintenue dans des conditions de sécurité strictes afin de prévenir toute contamination tout au long de la filière de production, de l'abattage à la consommation. Cela inclut le respect de la chaîne du froid, l'hygiène du personnel, le nettoyage des équipements et le contrôle microbiologique des produits (**FAO, 2020**).

I.7. Consommation de la viande de poulet En Algérie

La filière avicole en Algérie a connu des évolutions notables ces dernières années. En 2017, la production de viandes blanches a atteint 5,3 millions de quintaux, contre 2,1 millions en 2009, soit une augmentation de 153 % (**Eco Times, 2023**).

Cette progression a permis de répondre à une consommation moyenne de 12 kg de viandes blanches par habitant et par an, incluant principalement le poulet et la dinde (**Eco Times, 2023**).

Cependant, le secteur avicole algérien fait face à plusieurs défis. Malgré une production annuelle estimée entre 350 000 et 475 000 tonnes de viande de volaille, le secteur reste dépendant des importations pour certains intrants essentiels, tels que le maïs, le soja, les produits vétérinaires et les équipements d'élevage (**TSA Algérie, 2023**).

De plus, des fluctuations des prix du poulet ont été observées, atteignant jusqu'à 600 dinars le kilogramme en janvier 2025, contre moins de 500 dinars en octobre 2023 (**Agence Ecofin, 2025**).

Pour stabiliser le marché et répondre à la demande croissante, le gouvernement a autorisé l'importation de 400 000 poules pondeuses par mois depuis l'Espagne (**Agence Ecofin, 2025**). Parallèlement, des mesures ont été prises pour réduire la durée d'élevage des poulets de 56 à 35 jours, permettant ainsi aux agriculteurs d'augmenter le nombre de cycles d'élevage annuels et de réduire les coûts liés à l'alimentation et aux traitements (**Maghreb Actu, 2025**).

Chapitre II :

Microbiologie de la viande de poulet

II.1. Contamination de la viande de poulet

II.1.1. Contamination *ant-mortem*

La contamination de la viande de poulet peut survenir avant même l'abattage, principalement au cours de l'élevage, où les volailles peuvent être colonisées par des bactéries pathogènes comme *Salmonella* et *Campylobacter* (Mead et al., 1999).

Cette contamination provient de l'environnement de l'élevage : l'eau, l'alimentation et le contact avec des fientes contaminées. Le statut microbiologique d'un lot de poulets avant l'abattage joue un rôle dans la propagation des bactéries tout au long de la chaîne de production (Rasschaert et al., 2020).

De plus, le temps de transport, le stress lié au transport et au déchargement et la durée de jeûne avant l'abattage influence également le niveau de contamination des carcasses de poulet. L'ensemble de ces facteurs souligne l'importance de mesures préventives dès l'élevage afin de limiter la contamination bactérienne des volailles avant leur entrée dans le circuit d'abattage (Rasschaert et al., 2020).

II.1.2. Contamination *post-mortem*

Les muscles des oiseaux en bonne santé avant l'abattage, sont stériles. Alors que le tractus digestif, les poumons, la peau et les plumes renferment de diverses microflores et aussi les abattoirs, les surfaces, l'air (aérosols) et les liquides contiennent également des bactéries, ce qui peut entraîner la contamination des carcasses et des morceaux de viande après l'abattage par le microbiote animal et celle de l'environnement de l'abattoir (FAO, 2017).

La figure 1 résume les différentes étapes de l'abattage de la volaille et par conséquent les voies de contamination associées. Bien qu'il existe des différences entre les pratiques des grands abattoirs industriels et celles des installations artisanales, les étapes principales de l'abattage de la volaille restent similaires (FAO, 2017).

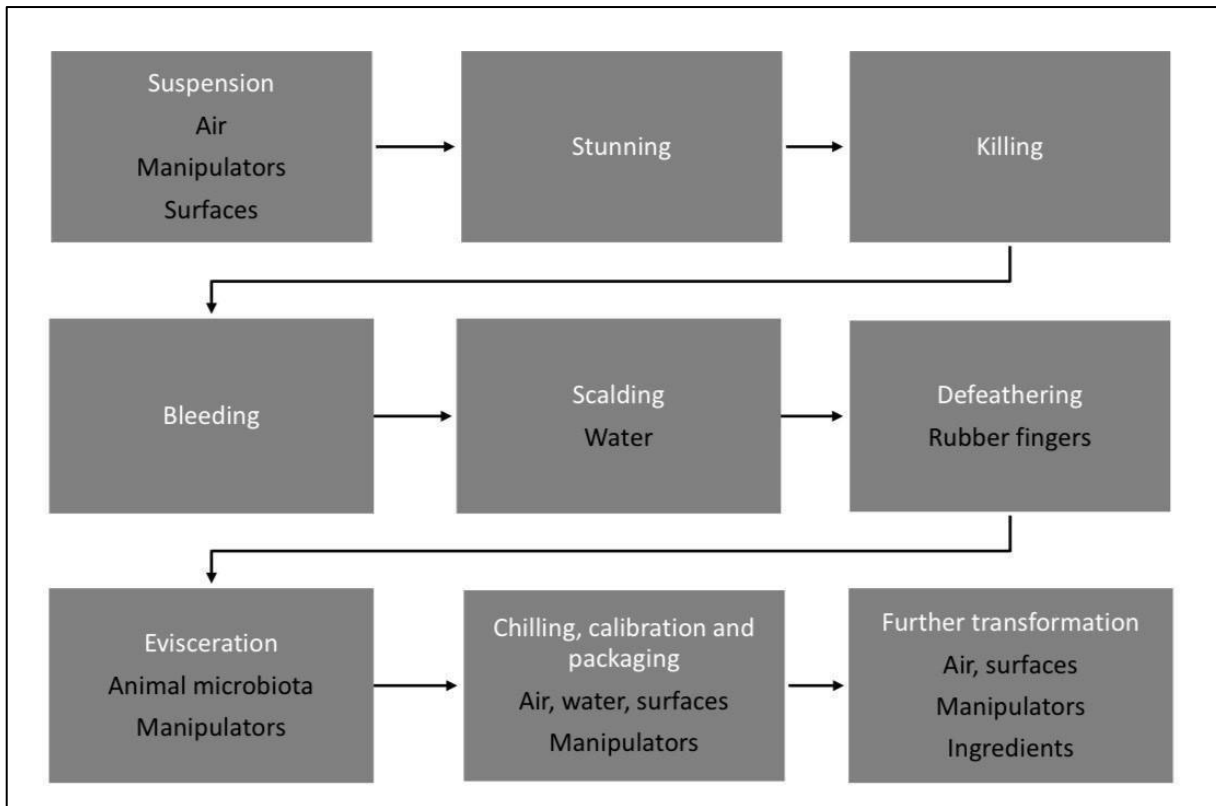


Figure 2: Schéma représentant les étapes successives de l'abattage des volailles à la production de viande et les voies de contamination associées (Rouger *et al.*, 2017).

II.2. Origine de la contamination de la viande de poulet

Les sources de contamination microbienne de la viande de poulet sont diverses et d'importance inégale. Plusieurs facteurs sont à l'origine de cette contamination. Selon l'origine, les microorganismes peuvent être endogènes ou exogènes (Goudiaby, 2005).

En ce qui concerne la contamination superficielle, les germes peuvent être introduits soit au moment de l'abattage (contamination agonique), soit durant la préparation des carcasses (contamination *post-mortem*) (Rosset, 1982).

II.2.1. Origine endogène

Les microorganismes proviennent directement de l'animal dont est issue la viande de poulet. Les appareils digestif, respiratoire ainsi que le cuir (peau) des volailles sont des réservoirs importants de microorganismes, constituant ainsi les principales sources de contamination des carcasses (Cartier, 2004).

II.2.1.1. Flore du tube digestif

La majorité des germes des contaminations d'origine endogène sont issus du système intestinal. On y retrouve des bactéries anaérobies (*Clostridium*, *Bacteroides*), aéro-anaérobies

(Entérobactéries telles que *E. coli*, *Salmonella*, *Shigella*, *Proteus*...), ainsi que des microorganismes aérophiles comme les entérocoques. Ces germes peuvent contaminer les muscles lors de l'éviscération ou de la découpe des carcasses (**Leyral & Vierling, 1997**).

Le tube digestif des poulets est également un réservoir de moisissures telles que *Aspergillus* sp., *Penicillium* sp. (**Hadlock & Schipper, 1974**) et de levures comme *Rhodotorula*, *Candida* et *Saccharomyces* (**Aboukheir & Kilbertus, 1974**).

II.2.1.2. Flore de la peau (cuir)

La peau du poulet constitue une source de contamination microbienne de la carcasse par contact direct ou indirect, *via* le matériel utilisé. Elle peut aussi contaminer les autres carcasses ainsi que l'air ambiant. Les germes fréquemment retrouvés sur la peau incluent *Escherichia coli* et d'autres coliformes comme *Aerobacter*, *Enterobacter*, *Serratia*, *Klebsiella* (**Cartier, 2007**).

II.2.1.3. Flore des voies respiratoires

L'appareil respiratoire de l'animal (notamment la cavité nasopharyngée) constitue une autre source de contamination superficielle. Il abrite principalement des staphylocoques (**Morisetti, 1971**).

II.2.2. Origine exogène

II.2.2.1. Contamination par le personnel

La peau, les voies respiratoires et digestives humaines sont des réservoirs de microbes. Sachant que les zones buccales, nasales et pharyngées contiennent des staphylocoques (**Blood, 1969**).

Les individus atteints de maladies infectieuses comme la tuberculose, la brucellose, ou la salmonellose, présentent aussi une source de contamination des carcasses de poulet (**Blood, 1969**).

Le personnel de l'abattoir représente un vecteur de contamination actif et passif. En tant que porteur sain ou malade, il héberge une diversité de germes qu'il peut transmettre à la viande par les mains, la bouche, les vêtements souillés ou le matériel de travail (**Scionneau, 1993 ; Rozier, 1990**).

2.2.2. Infrastructures et équipements

Les surfaces des abattoirs (murs, sols, plafonds), les équipements d'abattage (treuils, crochets, arrache-cuir...) ainsi que les outils de découpe (couteaux, haches, seaux...)

Constituent une origine de contamination, surtout s'ils sont mal conçus ou insuffisamment nettoyés et mal désinfectés (Cartier, 2007).

En particulier les surfaces qui présentent des fissures ou sont difficiles à nettoyer, peuvent aussi favoriser la contamination (Hamad, 2009 ; Cartier, 2007 ; Guiraud, 2003).

Le sol aussi constitue un habitat naturel pour de nombreux germes, notamment les spores de *Clostridium* et *Bacillus* et des bactéries du genre de *Salmonella* (Cuq, 2007 ; Rozier et al., 1985).

II.2.2.3. Le milieu

- **Eau** : l'eau utilisée dans les abattoirs de volaille, peut favoriser la prolifération microbienne, surtout dans les zones humides mal entretenues (Andjongo, 2006). L'eau non potable est un vecteur fréquent de bactéries pathogènes comme *Pseudomonas* et *Aeromonas* (Silliker, 1980), particulièrement dans les bacs de refroidissement (Andjongo, 2006 ; Wray, 1975).
- **Air** : L'air ambiant dans les abattoirs peut être pollué par les déplacements du personnel, les manipulations des carcasses et des viscères, ou encore par la peau des animaux. Il peut transporter des poussières et des particules contaminées provenant du sol, des murs ou des vêtements du personnel, et contaminer ainsi la viande de poulet (Fournaud, 1982).

II.3. Facteurs influençant la charge bactérienne de la viande de poulet

II.3.1. Facteurs intrinsèques

La charge bactérienne de la viande de volaille est influencée par des facteurs intrinsèques liés à l'animal et à ses caractéristiques physiologiques.

Le pH musculaire après l'abattage joue un rôle crucial : un pH basique peut favoriser la croissance de *Salmonella* et *Campylobacter* (Crump & Wain, 2017 ; Cabral, 2010).

La teneur en eau élevée dans les viandes de poulet, crée un environnement favorable à la prolifération bactérienne, notamment pour *Pseudomonas spp.* et *Aeromonas spp.* (Springer, 2005).

Par ailleurs, la composition en protéines et lipides, ainsi que la présence de bactéries endogènes dans les intestins ou les voies respiratoires, peut conduire à une contamination directe lors de l'éviscération ou d'un stress animal mal géré (Whyte et al., 2004).

II.3.2. Facteurs extrinsèques

L'application rigoureuse de pratiques hygiéniques à l'élevage est essentielle pour limiter la contamination des volailles par *Salmonella* et *Campylobacter* (Van de Giessen et al., 1998 ; White et al., 1997 ; Humbert et Salvat, 1997 ; Humphrey et al., 1988).

Parmi les facteurs favorisant la contamination des oiseaux, on retrouve le non-respect du principe de la bande unique, la présence d'élevages mixtes (poulets de chair et pondeuses), ainsi que le maintien d'animaux malades dans l'élevage (**White et al., 1997**). Les volailles peuvent être porteuses saines de *Salmonella*, ce qui en fait des sources majeures de contamination, surtout par voie orale, notamment en cas de déficit immunitaire (**Humbert et Salvat, 1997**).

Concernant *Campylobacter*, la coprophagie représente un mécanisme important de transmission au sein du bâtiment (**Jacobs-Reitsma, 1997**).

II.3.3. A l'abattage

Chaque étape de la chaîne d'abattage peut favoriser le développement de bactéries sur les carcasses de volaille.

- **L'échaudage** : Les eaux du bac d'échaudage peuvent être contaminées par les plumes souillées, les fientes, ou encore par les pattes des animaux. En l'absence de nettoyage et de désinfection appropriés, cette étape devient un lieu de contamination croisée (**Salvat, 1997 ; Laisney et Colin, 1993**).
- **La plumaison** : Elle peut transférer des microorganismes des plumes vers les follicules plumeux, en raison de la pression exercée par les doigts de la plumeuse et de l'eau contaminée de l'échaudage (**Salvat, 1997 ; Oosterom et al., 1983**).
- Le refroidissement de la peau durant cette étape favorise l'emprisonnement des bactéries dans les follicules (**Thomas et McMeekin, 1980**).
- **L'éviscération** : Bien que généralement maîtrisée, cette étape comporte un risque de rupture intestinale. De plus, les mains des opérateurs peuvent également être une source de contamination (**Salvat, 1997**).
- **Bridage et entreposage** : Bien qu'elles ne soient pas considérées comme des étapes contaminantes en elles-mêmes, les contacts fréquents avec les surfaces (tables, couteaux, sacs, torchons...) et les manipulations humaines peuvent générer des contaminations croisées, en particulier en l'absence de tenues spécifiques et lorsque le même personnel effectue plusieurs tâches (**Yang et Shih, 2000 ; Rozier et al., 1985**).

II.4. Germes de contamination de viande de poulet

II.4.1. Flore aérobie mésophile totale (FAMT)

Les bactéries aérobies mésophiles sont souvent utilisées pour évaluer la qualité microbiologique d'un produit alimentaire.

Elles peuvent être réactivées après 72 heures d'incubation à 30°C dans un milieu de culture spécifique (Cuq, 2007).

Selon Guiraud (2003), ces bactéries servent d'indicateur de l'état général d'un produit. D'après Bourgeois et Leveau (1991), une grande charge en germes totaux indique que le processus de dégradation microbienne est déjà bien entamé.

II.4.2. Coliformes fécaux

Les coliformes et les entérobactéries sont des indicateurs d'hygiène des procédés de production alimentaire (Bohaychuk et al., 2009).

Ces bactéries, en particulier les entérobactéries, signalent une contamination d'origine fécale et environnementale, car de nombreuses espèces de ce groupe peuvent persister dans les environnements. Ghafir et al. (2008), ajoutent que *Escherichia coli* est la flore dominante parmi les entérobactéries retrouvées dans ces contextes.

La présence de *E. coli* dans les aliments est un indicateur de contamination fécale. elle témoigne d'une défaillance dans le processus d'abattage, de contamination croisée, ou encore d'une contamination par le personnel manipulant les produits alimentaires (Ghafir et Daube, 2007).

II.4.3. *Pseudomonas*

Les *Pseudomonas*, sont couramment retrouvées dans les viandes. Leur présence dans les chaînes d'abattage, notamment dans les chambres froides, constitue une source persistante de contamination. Selon Ghafir et Daube (2007),

Pseudomonas est souvent utilisée comme un marqueur de l'altération des viandes fraîches.

II.4.4. *Staphylococcus aureus*

Cette espèce est ubiquiste et se trouve dans les cavités nasales, les glandes sébacées et sudoripares, ainsi que dans les bulbes pileux de l'homme et de certaines espèces animales, comme les volailles. Les intoxications alimentaires dues à *S. aureus* résultent souvent de contamination par le personnel manipulant les aliments (Neumann et al., 1991 ; Rosset et Lamloise, 1983).

Staphylococcus aureus produit cinq entérotoxines distinctes (A, B, C, D, E), responsables des toxi-infections alimentaires dites "à staphylocoques". Le nombre minimal de germes nécessaires pour provoquer une intoxication est estimé à 10⁵ à 10⁹ germes par gramme d'aliment (Besset et al., 2000).

II.4.5. Levures et moisissures

Les levures et les moisissures jouent un rôle important dans la dégradation des aliments. Leur développement provoque des altérations sensorielles, telles que la formation de couches visqueuses, l'apparition de taches colorées à la surface des denrées, ainsi que la production d'acides et d'odeurs ou de goûts anormaux. Les mycotoxines excrétées par ces micro-organismes, présentes dans les aliments, suscitent des préoccupations croissantes (**Rosset et al., 2009 ; Cuq, 2007**).

II.5. Risques liés à la contamination des viandes de poulet

Les denrées périssables comme la viande de volaille, sont particulièrement sensibles à la détérioration microbienne. Cette détérioration est souvent difficile à attribuer à un germe unique, car elle dépend de multiples facteurs comme la charge microbienne initiale, les conditions de conservation et la nature du produit (**Bonnefoy, 2002 ; Guiraud, 1998**).

Chez les volailles non découpées, les altérations se manifestent principalement à la surface, en raison d'un accès limité des germes à l'intérieur des tissus musculaires. Cela limite la prolifération des germes anaérobies et retarde les altérations profondes. Ainsi, la peau joue un rôle protecteur temporaire (**Zinedine et al., 2020**).

Les signes visibles d'altération incluent une odeur désagréable (dite de relent) qui apparaît dès que la charge microbienne atteint environ 10^7 ufc/ cm^2 , suivie d'une formation de limon (substance visqueuse) lorsque le seuil atteint 10^9 ufc/ cm^2 . La vitesse d'apparition de ces signes dépend fortement de la température de conservation : par exemple, une viande contaminée à 10^{55} ufc/ cm^2 peut commencer à présenter une odeur après seulement 1-2 jours à 10 °C, contre 6 jours à 5 °C et jusqu'à 18 jours à 0 °C sans formation de limon (**Raji et al., 2006 ; Jay, 2000**). L'importance de la contamination initiale est donc déterminante dans la rapidité de l'altération. Cela confirme l'intérêt d'un strict respect des bonnes pratiques d'hygiène et de conservation pour retarder la dégradation des produits carnés (**OIE, 2011; FAO/OMS, 2001**). La présence de bactéries pathogènes sur les viandes, provoque des maladies alimentaires.

II.5.1. Intoxication

Il s'agit d'une ingestion de toxines préformées dans l'aliment, produites par des bactéries comme *Clostridium botulinum* ou *Staphylococcus aureus*. Ces toxines provoquent des symptômes sans que le micro-organisme ait besoin de se développer dans l'hôte. Les aliments mal conservés ou mal transformés sont les principaux vecteurs (**ICMSF, 2005**).

II.5.2. Intoxication

C'est une forme spécifique d'intoxication dans laquelle des bactéries, comme *S. aureus*, se développent dans l'aliment, y produisent des entérotoxines thermorésistantes, puis meurent. L'aliment ne contient plus de bactéries vivantes, mais reste toxique (Guiraud, 1998 ; Jay, 2000).

II.5.3. Toxi-infection

Elle implique l'ingestion d'un aliment contenant des bactéries vivantes qui, une fois dans l'organisme, se multiplient et libèrent leurs toxines. Un exemple typique est *Salmonella spp.*, ou *Clostridium perfringens* (Edberg et al., 2000).

Ce type de contamination est souvent lié à une rupture de la chaîne du froid ou à un défaut d'hygiène lors de la préparation (Figure 3) (FAO/OMS, 2001 ; Bouhaya & Cheraf, 2009).

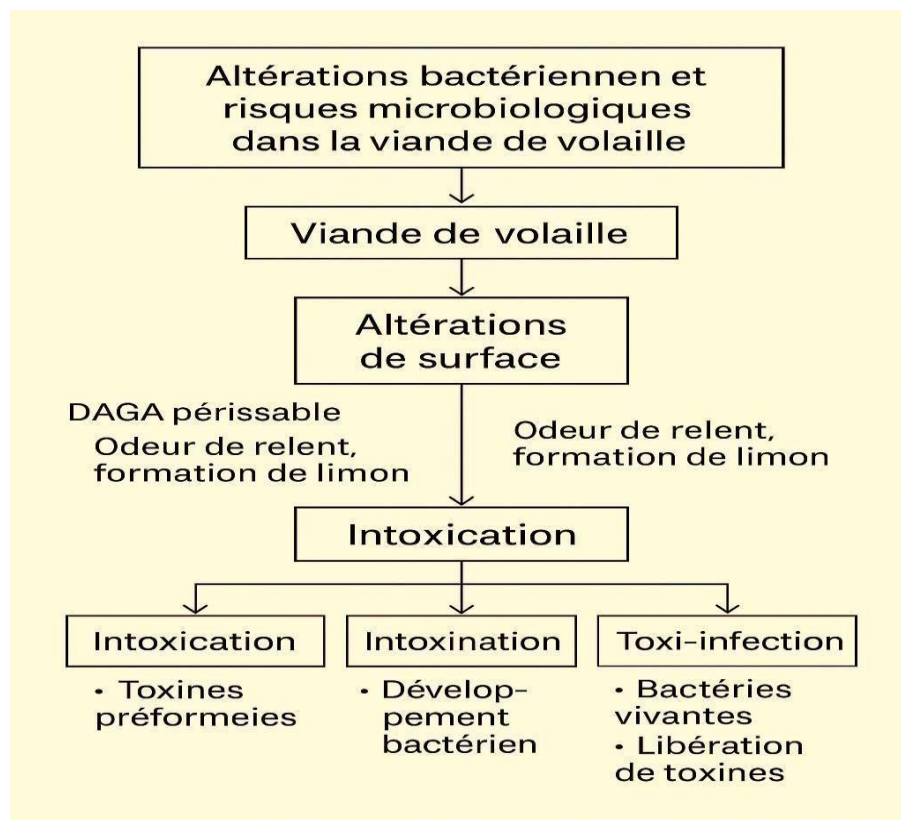


Figure 3: Facteurs influençant la détérioration bactérienne des viandes de volaille (Bonney, 2002).

Partie II : Méthodologie de travail

Chapitre III :

Matériel et Méthodes

III.1. Objectif de travail

L'objectif principal de cette étude est d'effectuer des prélèvements microbiologiques superficiels, par écouvillonnage, sur différentes zones anatomiques de carcasses de poulets commercialisées dans la commune de Ouargla. Cette démarche vise à identifier et à quantifier certains micro-organismes pathogènes ou indicateurs d'hygiène, susceptibles de présenter un risque pour la santé humaine lors de la consommation de ces produits. Les analyses porteront notamment sur la flore mésophile aérobie totale (FMAT), les coliformes totaux (CT), les coliformes fécaux (CF) et *Staphylococcus aureus*. L'ensemble des examens microbiologiques sera réalisé dans les laboratoires pédagogiques du département de biologie de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, à l'Université Kasdi Merbah – Ouargla.

III.2. Région d'étude

La présente étude a été menée dans la commune de Ouargla, chef-lieu de la wilaya du même nom, située dans le sud-est de l'Algérie (**Figure 04**). Ouargla se trouve à environ 800 km au sud-est d'Alger, au cœur du désert saharien, et bénéficie d'un climat aride caractérisé par des températures élevées et de faibles précipitations.

La ville constitue un centre économique et universitaire important dans la région, avec un marché local actif où sont commercialisés divers produits alimentaires, y compris la volaille. Le choix de cette zone repose sur l'importance de la consommation de viande de poulet dans les habitudes alimentaires locales, ainsi que sur la nécessité de surveiller la qualité microbiologique de ces produits dans un environnement soumis à des conditions climatiques extrêmes, susceptibles d'influencer la conservation et la salubrité des denrées alimentaires.



Figure 4: la commune de Ouargla. (Google earth, 2025)

III.3. Échantillonnage

Cinq échantillons de viande de poulet ont été collectés entre le 26 janvier et le 08 février 2025 auprès de différents points de vente répartis dans la commune de Ouargla. Chaque échantillon a été prélevé dans des conditions aussi aseptiques que possible, tout en respectant les pratiques sanitaires observées dans les boucheries locales. Pour chaque boucher, trois parties anatomiques distinctes ont été systématiquement prélevées : l'aile, le blanc et la cuisse (**Figure 05**).

Les échantillons ont été placés individuellement dans des sachets stériles, puis transportés rapidement vers les laboratoires d'analyse dans des conditions de chaîne froide afin de préserver leur intégrité microbiologique.

Les points de collecte étaient répartis comme suit (**Tableau 03**) :

Tableau 3 : Les points de collecte des échantillons

Point de collecte	Localisation
Boucherie 1	Lassilis
Boucherie 2	Lassilis
Boucherie 3	El-Chorfa
Boucherie 4	Bani Thawr
Point de vente	El Nasr

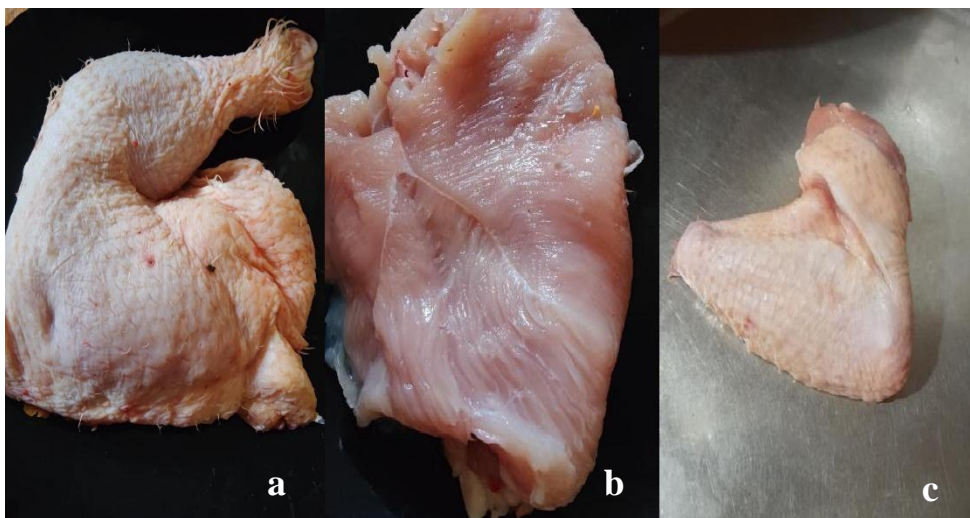


Figure 5: Echantillons de viande de poulet (photo originale, 2025).
a : cuisse ; b : blanc de poulet ; c : aile.

III.4. Prélèvement en surface

III.4.1. Méthode par écouvillonnage

La technique utilisée pour le prélèvement microbiologique de surface repose sur l'écouvillonnage. Un écouvillon imprégné d'eau peptonée tamponnée est frotté vigoureusement pendant 10 secondes sur une surface délimitée de 1cm² du produit.

Une fois le prélèvement effectué, l'écouvillon est replacé dans son tube ou enveloppe stérile.

L'analyse bactériologique est ensuite réalisée à partir de la suspension obtenue qui constitue la solution mère dont le taux de dilution, afin d'évaluer la charge bactérienne présente sur la surface échantillonnée.

III.4.2. Préparation des dilutions décimales

Conformément à la norme **ISO 6887-2 (ISO, 2004)**, des dilutions décimales successives sont réalisées à partir de la suspension mère obtenue après l'écouvillonnage (**Figure 06**).

La première dilution (10^{-1}) est obtenue en prélevant aseptiquement 1 ml de la solution mère à l'aide d'une pipette stérile, puis en le transférant dans un tube contenant 9 ml d'eau physiologique stérile. Le mélange est ensuite homogénéisé.

Pour préparer les dilutions suivantes (10^{-2} , 10^{-3} , etc.), la même procédure est répétée : 1 ml de la dilution précédente est transféré dans un nouveau tube contenant 9 ml d'eau physiologique

stérile, à l'aide d'une pipette graduée stérile. Chaque étape est réalisée dans des conditions strictes d'asepsie afin d'éviter toute contamination croisée (**Figure 06**).

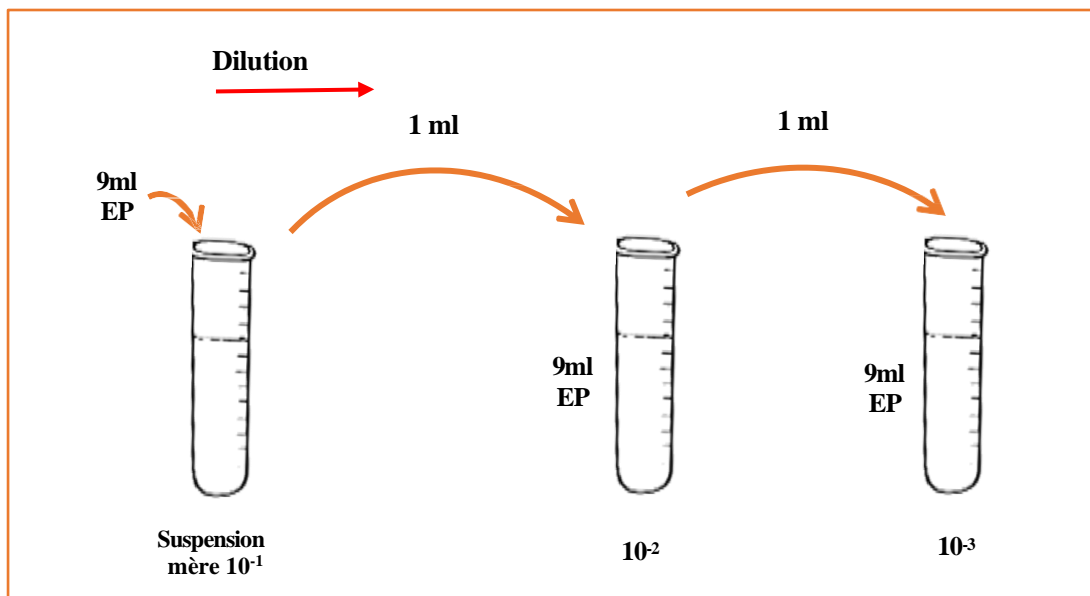


Figure 6: Protocole des dilutions décimales à partir de la solution mère

III.5. Etude bactériologique

III.5.1. Isolement et dénombrement de la flore aérobie mésophile totale (FMAT)

Le dénombrement de la flore aérobie mésophile totale s'effectue selon les protocoles standards en microbiologie alimentaire, en utilisant le PCA (Plate Count Agar), un milieu nutritif couramment employé pour la culture des bactéries aérobies mésophiles. La procédure commence par le prélèvement de 1 ml de chaque dilution à l'aide d'une pipette Pasteur stérile. Ce volume est ensuite déposé dans une boîte de Pétri stérile, chaque dilution étantensemencée en triplicata, soit trois boîtes par dilution. On y ajoute ensuite 15 à 18 ml de milieu PCA fondu et tempéré à environ 45 °C, versé délicatement sur l'inoculum. L'ensemble est ensuite homogénéisé par un mouvement doux en forme de « 8 » afin d'assurer une bonne répartition de l'échantillon dans le milieu. Les boîtes sont ensuite laissées à température ambiante pour permettre la solidification complète de la gélose, puis incubées, retournées (couvercles en bas), à 30 °C pendant 72 heures, conditions optimales pour favoriser le développement de cette flore microbienne (**Figure 07**).

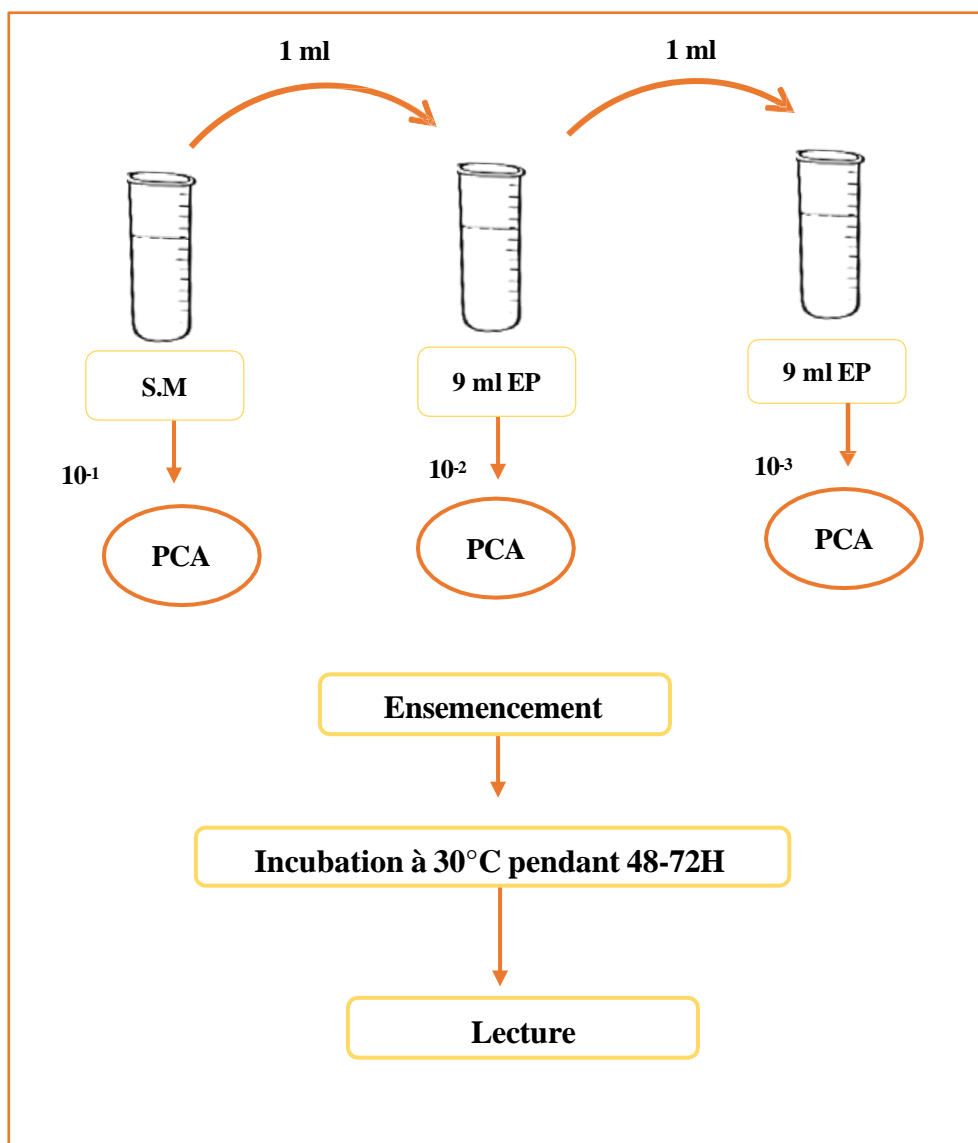


Figure 7: Technique de dénombrement de la Flore aérobie mésophile totale (FMAT)

III.5.2. Isolement et dénombrement des staphylocoques

Le dénombrement des *Staphylocoques aureus* s'effectue à l'aide de la gélose Chapman, un milieu sélectif enrichi en mannitol et en sel, conçu pour favoriser spécifiquement la croissance des staphylocoques. La technique de dénombrement débute par le versement du milieu fondu dans des boîtes de Pétri stériles, puis sa solidification à température ambiante, idéalement à proximité d'un bec Bunsen pour maintenir un environnement aseptique. Ensuite, 0,1 ml de la dilution 10^{-1} ou 10^{-2} est prélevé à l'aide d'une pipette stérile et étalé uniformément sur la surface du milieu solidifié à l'aide d'un râtelier stérile. Les boîtes sont ensuite incubées, retournées (couvercles en bas), à 37 °C pendant 24 à 48 heures, conformément selon la norme NF V 08-057-1 (Figure 08).

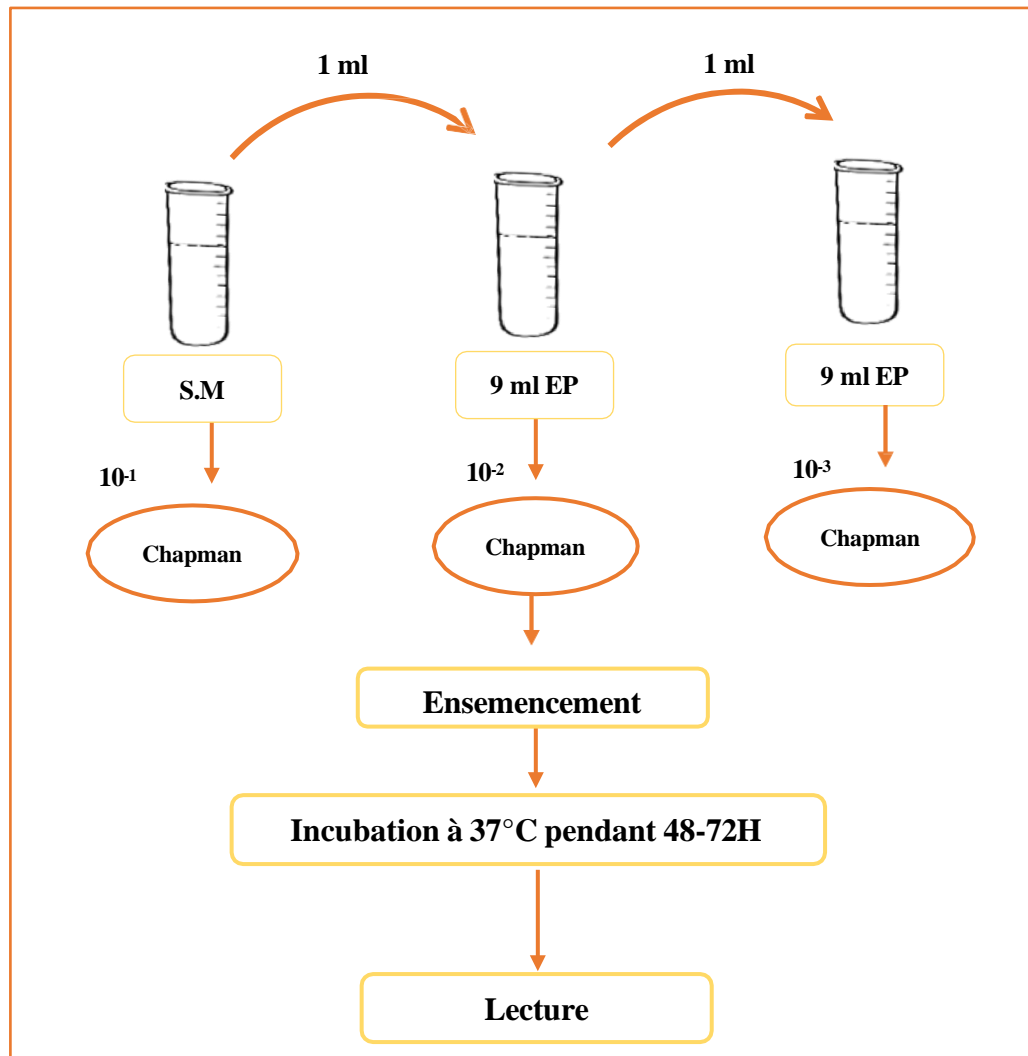


Figure 8: Technique de dénombrement de staphylocoque

III.5.3. Isolement et dénombrement des Coliformes Totaux (CT) et Coliformes Fécaux (CF)

La mise en évidence des coliformes repose sur l'utilisation du milieu VRBL (Violet Red Bile Lactose Agar), qui permet de différencier les coliformes totaux (CT) à 37 °C des coliformes fécaux (CF) à 44 °C. La technique de dénombrement consiste à prélever 1 ml de la dilution souhaitée (10^{-1} , 10^{-2} , etc.) et à le verser dans une boîte de Pétri stérile. On y ajoute ensuite 15 à 18 ml de milieu VRBL fondu, maintenu à environ 45 °C, puis on homogénéise le mélange par un léger mouvement en forme de « 8 ». Après solidification à température ambiante, les boîtes sont incubées selon le type de coliformes recherché : à 37 °C pendant 24 à 48 heures pour les coliformes totaux, et à 44 °C pendant 24 à 48 heures pour les coliformes fécaux (**Figure 09**)

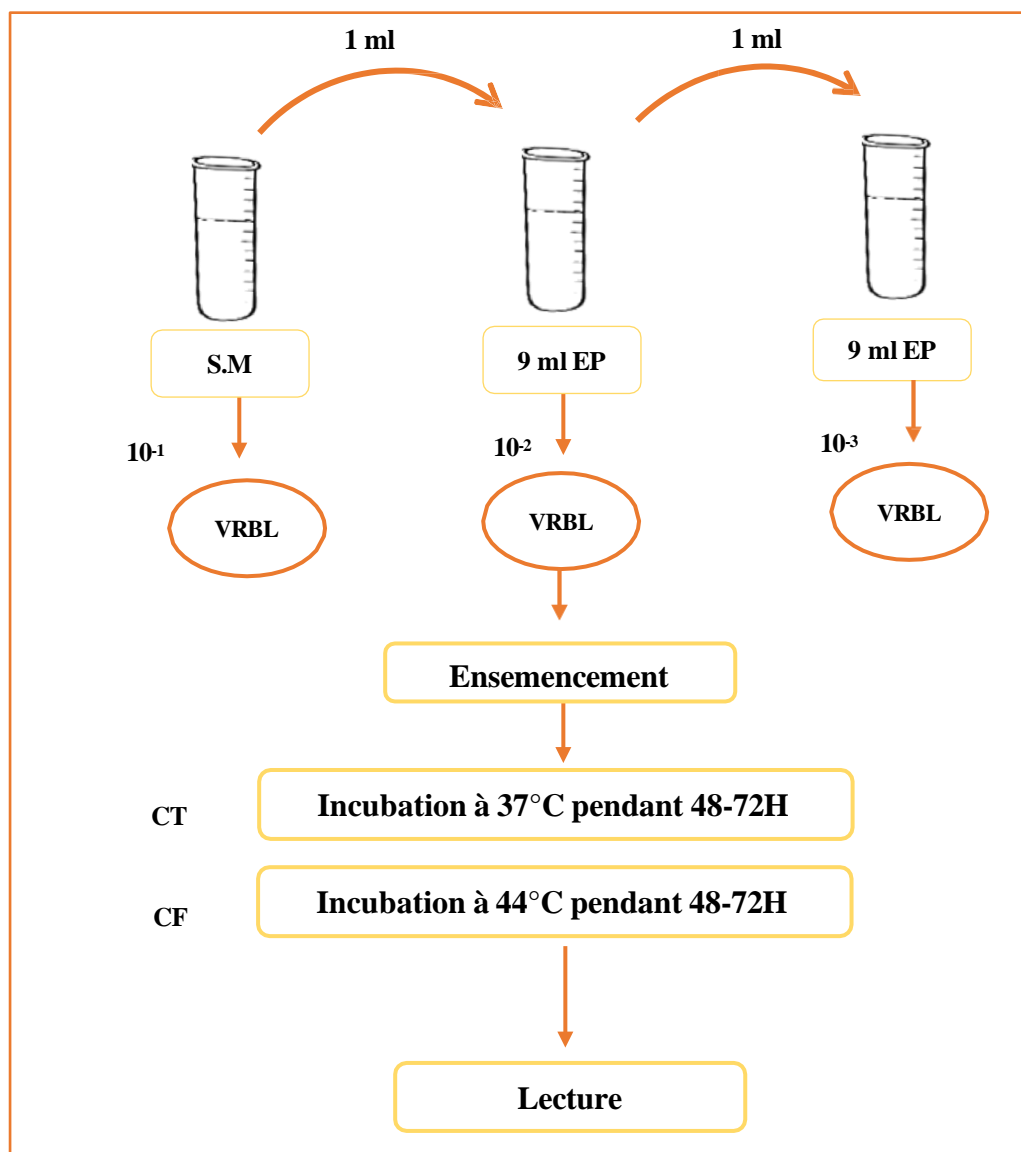


Figure 9: Technique de dénombrement de (CT) et (CF)

III.5.4. Recherche et Isolement d'*Escherichia coli*

Le dénombrement d'*Escherichia coli* repose sur l'utilisation du milieu TBX (Tryptone-Bile-Glucuronide Agar), un milieu sélectif pour les entérobactéries et révélateur spécifique des souches β -glucuronidase positives d'*E. coli*, qui forment des colonies à éclat métallique. La technique consiste à déposer 1 ml de la dilution 10^{-1} ou d'une dilution suivante dans une boîte de Pétri stérile, puis à ajouter délicatement le milieu TBX fondu et tempéré à environ 45 °C. Le mélange est ensuite homogénéisé doucement pour assurer une répartition uniforme de l'échantillon dans la gélose, puis laissé solidifier à température ambiante. L'incubation se fait à 44 °C pendant une durée de 24 à 48 heures. À l'issue de cette période, les colonies présentant

un aspect caractéristique permettent de calculer le nombre d'unités formant colonies (ufc) d'*E. coli* β -glucuronidase positives par gramme ou millilitre d'échantillon
-Cette méthode est précisée par les normes ISO 16649-1, ISO 16649-2, ISO 16649 -3 (**Figure 10**).

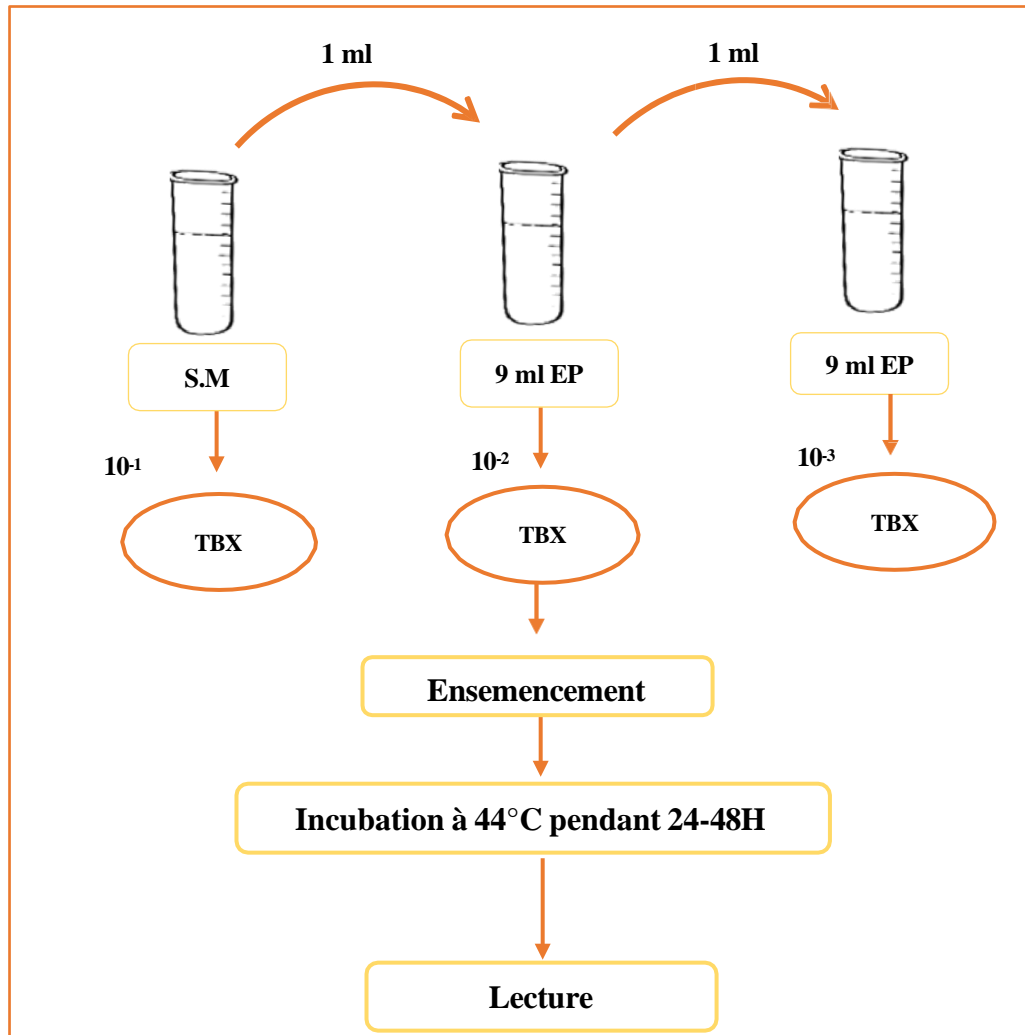


Figure 10: Technique de dénombrement de *Escherichia coli*

- **Isolement**

Un volume de 10 ml de Peptone Water D'exandol a été déposé dans un tube stérile. A l'aide d'une anse de platine stérilisée, un échantillon a été prélevé puis ensemencé dans le tube contenant Peptone Water D'exandol. Après homogénéisation, le mélange a été incubé à 44°C pendant 24 heures afin d'enrichir le milieu en bactéries éventuellement présentes.

À l'issue de l'incubation, un test au réactif de Kovacs a été réalisé afin de détecter la production d'indole, un métabolite caractéristique de *E. coli*. L'apparition d'une coloration rose à la surface du milieu après l'ajout du réactif de Kovacs indique un résultat positif, confirmant la présence d'*Escherichia coli* dans l'échantillon analysé

- Cette méthode est précisée par la norme NF ISO 7251 (**Figure 11**).

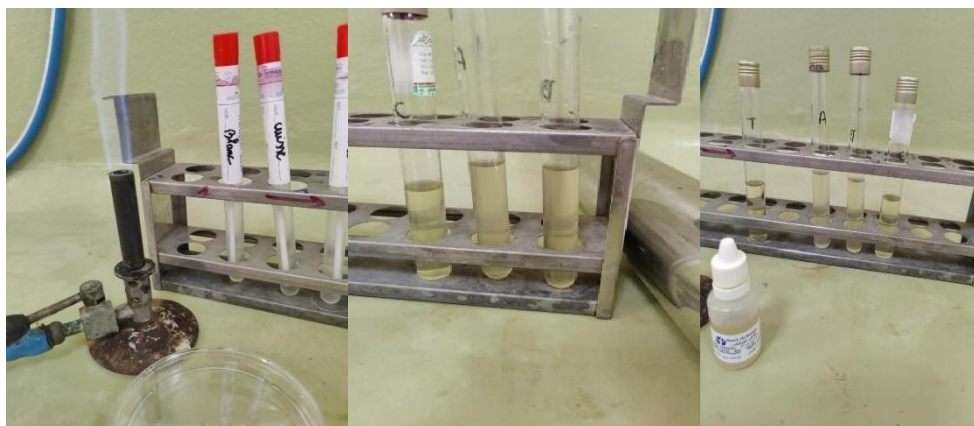


Figure 11: L'ensemencement sur milieu pepton water exandol (**Photo originale, 2025**)

III.5.5. Isolement et dénombrement des *Salmonella Spp.*

La recherche de bactéries entéropathogènes se déroule en deux étapes successives : un enrichissement sélectif suivi d'un isolement sur gélose sélective, telle que la gélose SS (Salmonella-Shigella) ou la gélose Hektoen. La technique de dénombrement commence par l'inoculation de 1 ml de la dilution dans deux milieux d'enrichissement distincts : le bouillon tétrathionate et le bouillon cystéine-sélénite. Ces tubes sont ensuite incubés à 37 °C pendant 24 heures. Après cette phase d'enrichissement, un ensemencement est effectué sur les milieux solides sélectifs (SS ou Hektoen), suivie d'une incubation à 37 °C pendant 24 à 48 heures, afin d'observer la croissance des colonies caractéristiques

- Cette méthode est précisée par la norme NF EN 6579-1 (**Figure 12**).

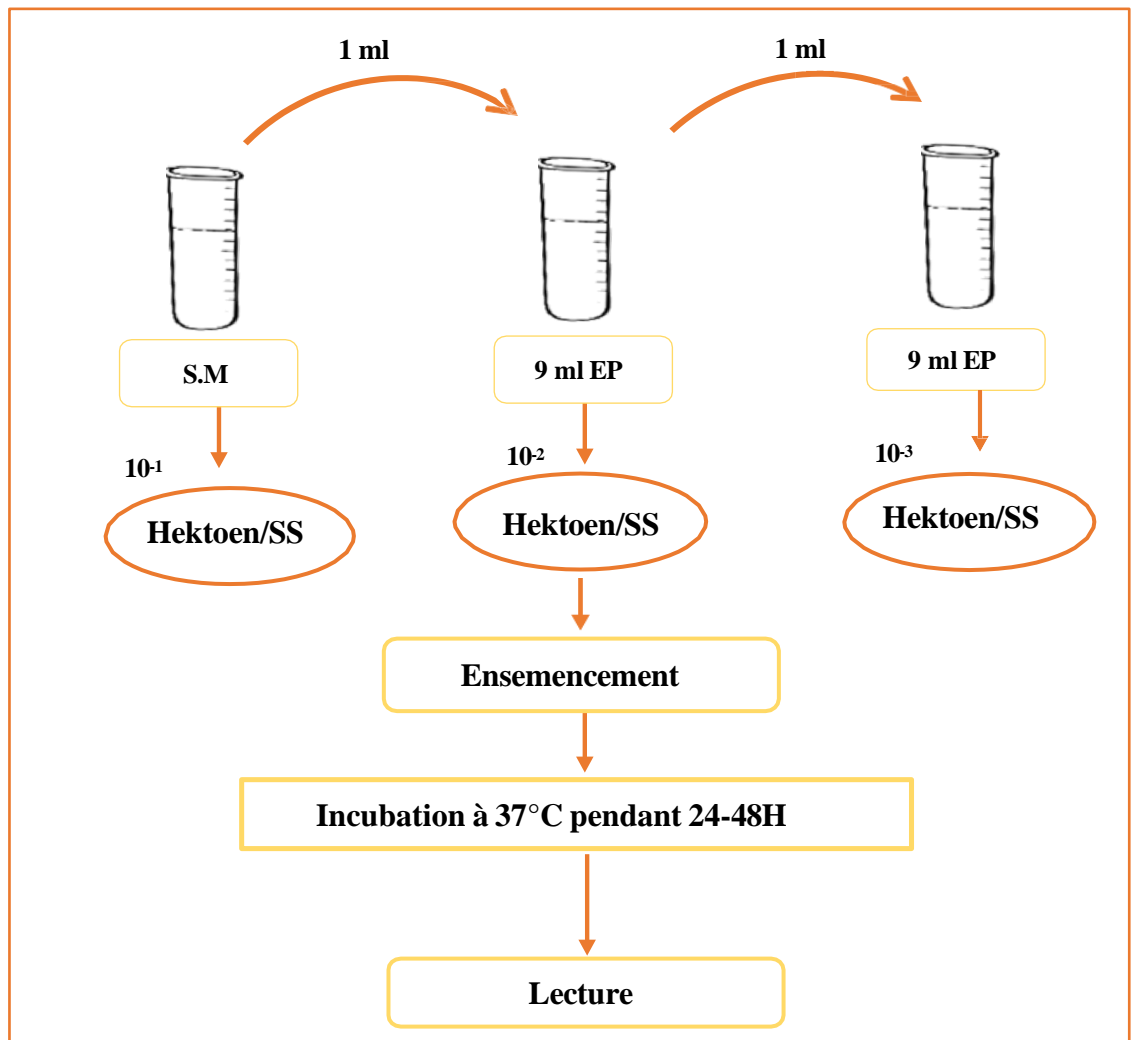


Figure 12: Technique de dénombrement de *Salmonella Spp*

III.5.6. Isolement et dénombrement des *Pseudomonas spp.*

Pour l'identification des espèces du genre *Pseudomonas*, deux milieux sélectifs sont utilisés : le milieu King A, destiné à la détection de *Pseudomonas aeruginosa*, et le milieu King B, spécifique à *Pseudomonas fluorescens*. La technique de dénombrement consiste à inoculer 1 ml de la dilution dans un tube contenant l'un des milieux (King A ou B), suivi d'une incubation à 30 °C pendant 24 à 48 heures. À la fin de l'incubation, les colonies sont observées. **(Figure 13).**

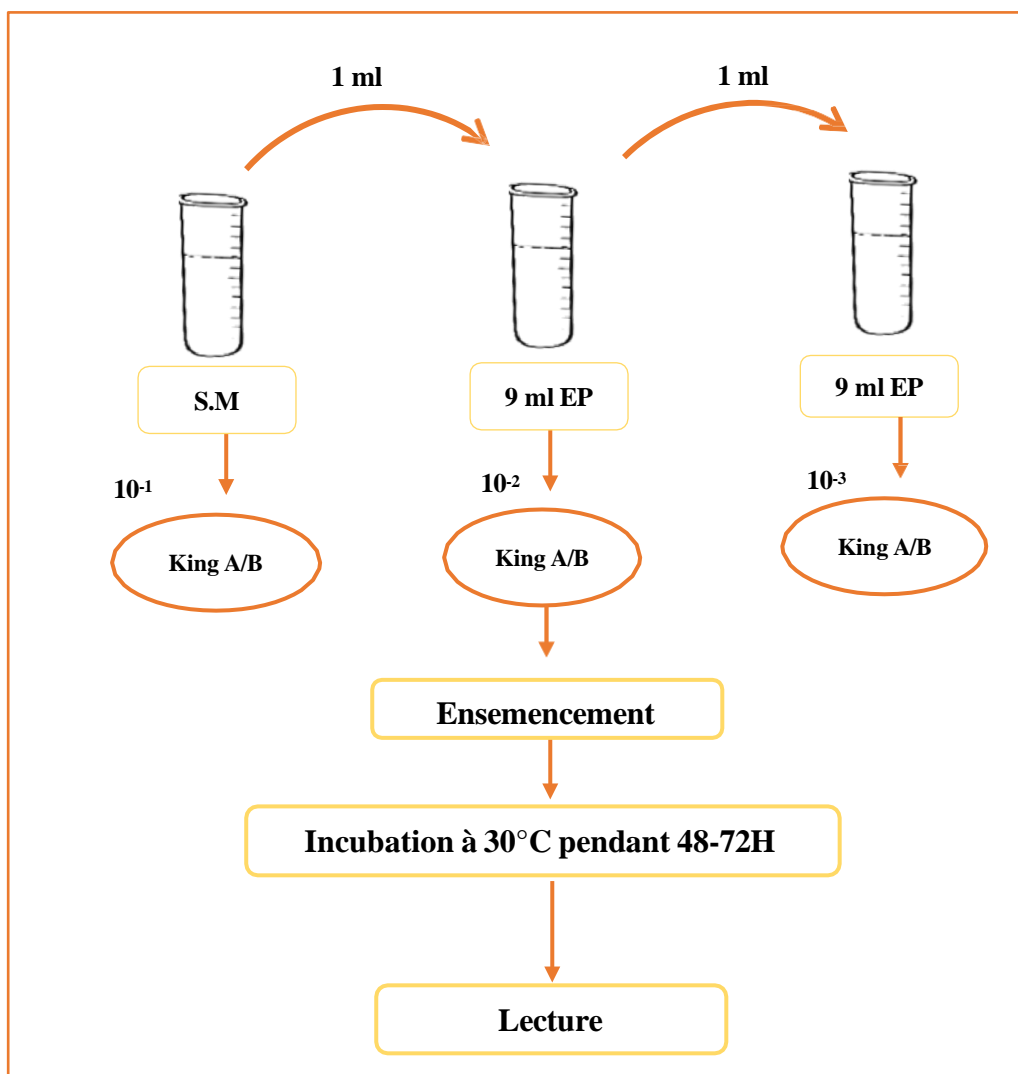


Figure 13: Technique de dénombrement de *Pseudomonas spp*

III.6. Etude macroscopique

L'identification d'une souche bactérienne commence généralement par une observation macroscopique des colonies bien isolées sur une boîte de Pétri. Cette étape préliminaire du diagnostic microbien peut, à elle seule, orienter l'identification du germe, certaines colonies présentant des caractéristiques très typiques selon Joffin et Leryel ,(2006) .

Les critères d'observation macroscopique sont résumés dans le tableau suivant (**Tableau 04**) :

Tableau 4 : éléments d'identification macroscopique (Joffin et Leryel ,(2006) .

Caractère	Descriptions possibles
Forme	Circulaire / Irrégulière / Filamenteuse / Rhizoïde
Relief	Convexe / Bombée / Plate / Bossue / En forme de cratère
Contour	Régulier / Ondulé / Filamenteux / Bouclé / Lobé
Taille	Ponctiforme / Petite / Moyenne / Grosse
Surface	Lisse (S) / Rugueuse (R)
Couleur	Rose / Jaune / Verte / Jaunâtre
Opacité	Opaque / Translucide / Très transparente

III.7. Etude microscopique : Coloration de Gram

La coloration de Gram est une méthode de base en microbiologie permettant de classer les bactéries en deux groupes : Gram positif et Gram négatif. Cette différenciation repose principalement sur la structure et la composition chimique de la paroi cellulaire des bactéries. Elle permet une orientation rapide et efficace du diagnostic (**Figure 14**).

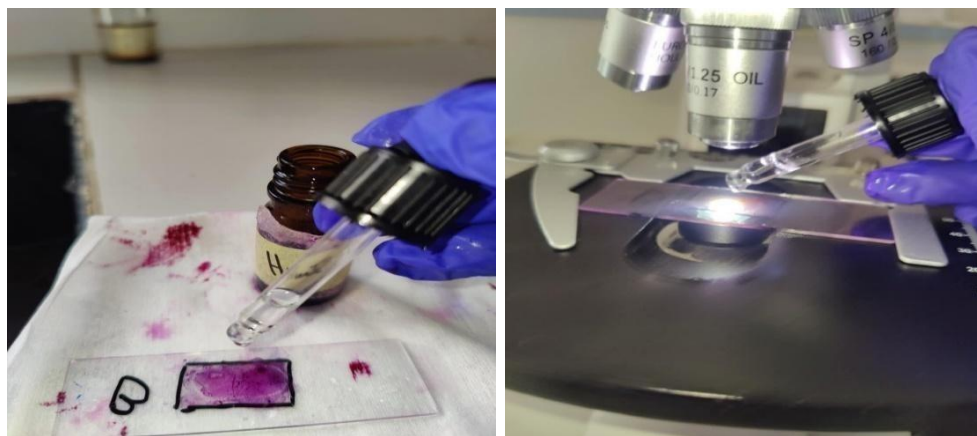


Figure 14: La coloration de Gram (Photo originale, 2025)

III.8. Etude biochimique

III.8.1. Pré-identification de *Staphylococcus aureus*

❖ Test de catalase

Le test de la catalase permet de mettre en évidence l'activité de l'enzyme catalase, qui décompose le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en eau et en oxygène, ce qui se manifeste par une effervescence visible. Pour réaliser ce test, on prélève une colonie bien isolée à l'aide d'une anse stérile que l'on dépose sur une lame propre. On ajoute ensuite quelques gouttes de H_2O_2 à l'aide d'une pipette Pasteur. L'apparition immédiate de bulles d'oxygène indique une réaction positive, révélant que la bactérie est catalase positive. (**Figure 15**).



Figure 15: Test de catalase (photo originale, 2025)

❖ Test de coagulase

Cette méthode utilisée pour confirmer l'identité de *Staphylococcus aureus* en mettant en évidence la présence de l'enzyme coagulase, capable de transformer le fibrinogène en fibrine, entraînant ainsi la coagulation du plasma. Le protocole consiste à introduire 0,5 ml de plasma sanguin dans un tube stérile, puis à y ajouter une émulsion préparée à partir de 2 à 3 colonies isolées. Le mélange est ensuite incubé à 37 °C pendant 24 heures. L'apparition d'un caillot visible dans le tube indique une réaction positive, confirmant la présence de *S. aureus* (**Figure 16**).



Figure 16: Test de coagulase (photo originale, 2025)

III.9. Lecture et expression des résultats

Après incubation, seules les boîtes contenant entre 30 et 300 colonies sont prises en compte. Les boîtes présentant moins de 30 ou plus de 300 colonies sont écartées, car elles ne permettent pas un comptage fiable.

Le dénombrement des colonies est effectué à l'aide de la formule suivante, conformément à la norme ISO, et les résultats sont exprimés en unités formant colonies par gramme (ufc/cm²) :

$$N = \Sigma C / (V \times 1,1 d)$$

Où:

- **N** : nombre d'ufc par gramme de l'échantillon.
- **ΣC**: somme des colonies dénombrées sur les deux boîtes correspondant à deux dilutions successives retenues.
- **V** : volume de l'inoculum déposé dans chaque boîte (en millilitres).
- **d** : facteur de dilution correspondant à la première dilution retenue.

Chapitre IV : **Résultats et Discussion**

IV.1. Nombre de prélèvements

Dans le cadre de notre étude, cinq échantillons, chacun d'eux est composé de trois prélèvements provenant de trois zones anatomiques différentes ont été collectés entre le 26 janvier et le 08 février 2025 (**Tableau 05**).

Les prélèvements ont été réalisés dans plusieurs boucheries réparties à travers divers quartiers de la commune de Ouargla. Ce choix stratégique visait à obtenir une évaluation représentative de la qualité bactériologique de la viande de poulet commercialisée dans cette région.

Tableau 5: Nombre de prélèvements de viande de poulet.

N° d'échantillons	Date de prélèvements	Provenance du poulet	Localisation de la boucherie
1	26 Janvier	Batna	Lassilis
2	28 Janvier	Biskra	Lassilis
3	02 février	Batna	El-Chorfa
4	04 février	Sétif	Bani Thawr
5	08 février	Batna	El Nasr

Les résultats des analyses bactériologiques sont exprimés en unités formant colonies par unité de surface (cm²) (ufc/cm²). Pour chaque groupe microbien étudié, la moyenne ainsi que l'écart type ont été déterminés à l'aide du logiciel Excel. L'ensemble des résultats obtenus pour les différentes flores analysées est regroupé dans le **Tableau 06**.

Tableau 6: Charge globale des différentes flores étudiées

Flore	Moyenne ± Écart type (ufc/cm ²)
FMAT	4,11 ± 2,54 .10 ⁴ ufc/ cm ²
Coliformes totaux (CT)	2,61 ± 1,77 .10 ⁴ ufc/ cm ²
Coliformes fécaux (CF)	3,00 ± 1,03 .10 ⁴ ufc/ cm ²
Staphylocoques)	2,63 ± 1,21.10 ⁴ ufc/ cm ²
Salmonelles	3,01 ± 1,88. 10 ⁴ ufc/ cm ²

Les résultats du dénombrement des flores étudiées indiquent que la charge microbienne moyenne la plus élevée concerne la flore aérobie mésophile totale (FMAT), avec une valeur de $4,11 \pm 2,54 \cdot 10^4$ ufc/cm², représentant ainsi la flore prédominante.

Elle est suivie par les salmonelles, dont la moyenne atteint $3,01 \pm 1,88 \cdot 10^4$ ufc/cm² puis par les coliformes fécaux (CF) avec une moyenne de $3,00 \pm 1,03 \cdot 10^4$ ufc/cm².

Les staphylocoques (STAPH) enregistrent quant à eux une charge moyenne de $2,63 \pm 1,21 \cdot 10^4$ ufc/cm², tandis que les coliformes totaux (CT) présentent la charge microbienne la plus faible avec une moyenne de $2,61 \pm 1,77 \cdot 10^4$ ufc/cm² (**Tableau 06**).

Les résultats du dénombrement des germes présents dans la viande de poulet indiquent que les moyennes de contamination des cinq échantillons varient en fonction de la flore bactérienne recherchée.

IV2. Pourcentage des flores étudiées

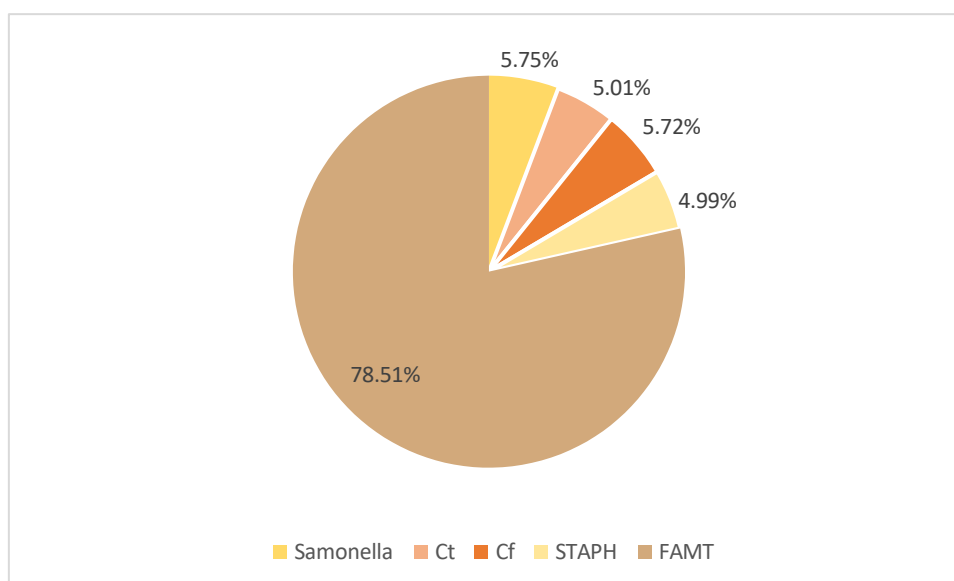


Figure 17: Pourcentages des flores dénombrées dans la viande de poulet

La **Figure 17** illustre que l'analyse des pourcentages montre une prédominance marquée de la flore aérobie mésophile totale (FMAT) avec 78,51 %, représentant la majorité de la charge microbienne. Les autres flores se répartissent de manière relativement équilibrée mais à des niveaux nettement inférieurs : les salmonelles (5,75 %) et les coliformes fécaux (5,72 %) affichent des pourcentages proches, indiquant une contamination fécale significative. Les

staphylocoques (5,01 %) et les coliformes totaux (4,99 %) ferment la liste, avec des proportions similaires et les plus faibles du groupe.

IV3. Dénombrement de FAMT selon l'échantillon et la zone anatomique prélevée

IV3.1. Viande provenant de la wilaya de Biskra

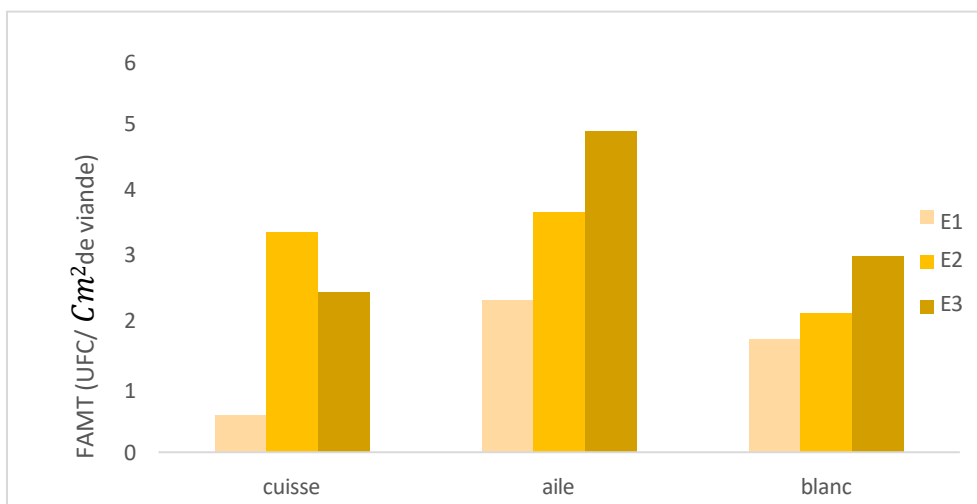


Figure 18: Dénombrement des FAMT dans les échantillons de viande de poulet provenant de Biskra

D'après les résultats du dénombrement de la FMAT (**Figure 18**), on note que la charge maximale est enregistrée dans l'échantillon E3 au niveau de l'aile ($4,89 \cdot 10^4$ ufc/cm²), suivi par l'échantillon E2 l'aile ($3,65 \cdot 10^4$ ufc/cm²) et E2 cuisse ($3,35 \cdot 10^4$ ufc/cm²). L'échantillon E1 cuisse présente la plus faible charge ($0,56 \cdot 10^4$ ufc/cm²). Ces résultats suggèrent une contamination variable entre les morceaux, possiblement liée à des pratiques d'hygiène inégales durant la découpe ou la manipulation.

IV32 Viande provenant de la wilaya de Batna

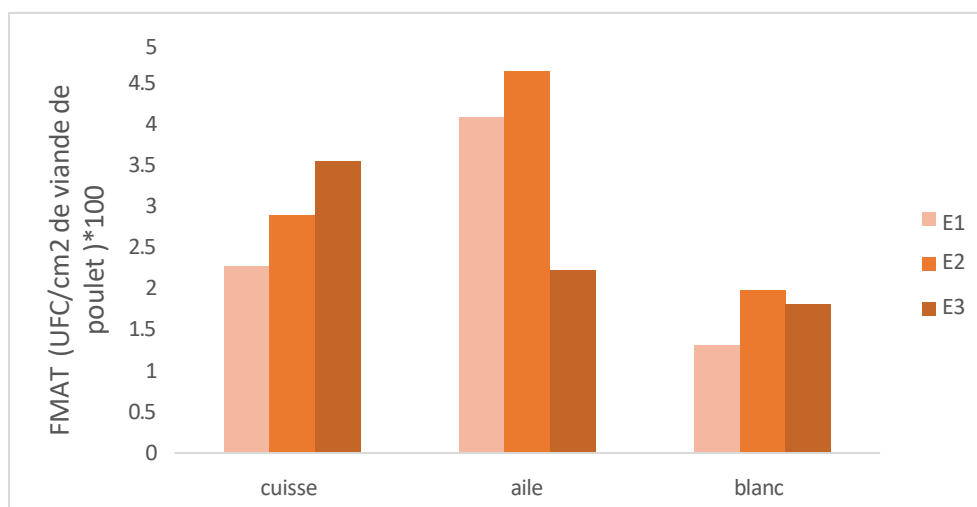


Figure 19: Dénombrement des FAMT dans les échantillons de viande de poulet provenant de Batna

D’après les résultats du dénombrement de la flore mésophile aérobie totale (**Figure 19**), on note que la charge maximale est observée dans l’échantillon E2 aile ($4,65 \cdot 10^4$ ufc/cm²), suivi par E1 aile ($4,09 \cdot 10^4$ ufc/ cm²) et E3 cuisse ($3,55 \cdot 10^4$ ufc/ cm²). Les plus faibles charges sont retrouvées dans le blanc des trois échantillons, en particulier dans E1 blanc ($1,31 \cdot 10^4$ ufc/ cm²). Cette répartition reflète une contamination accrue des ailes, probablement due à une exposition plus importante lors de la manipulation, tandis que les blancs, étant plus internes, restent mieux protégés.

IV33 Viande provenant de la wilaya de Sétif

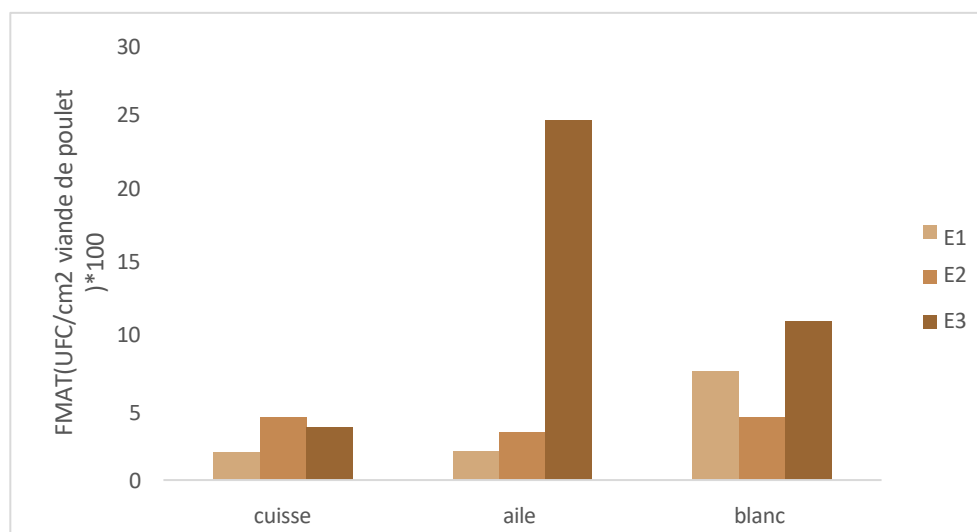


Figure 20: Dénombrement des FAMT dans les échantillons de viande de poulet provenant de Sétif

Les résultats montrent une contamination particulièrement élevée dans l'échantillon E3 aile ($24,65 \cdot 10^4$ ufc/ cm^2), ce qui est anormalement haut, suggérant une altération avancée ou un défaut majeur d'hygiène de surface. Le blanc d'E3 présente aussi une charge très élevée ($10,84 \cdot 10^4$ ufc/ cm^2). À l'inverse, les cuisses d'E1 et E2 montrent des charges relativement faibles ($1,93 \cdot 10^4$ ufc/ cm^2 et $4,26 \cdot 10^4$ ufc/ cm^2). Ces données confirment une contamination hétérogène, où l'aile est le site le plus vulnérable à la prolifération microbienne sur la surface (**Figure 20**).

IV4 Dénombrement des staphylocoques

IV4.1 Viande provenant de la wilaya de Biskra

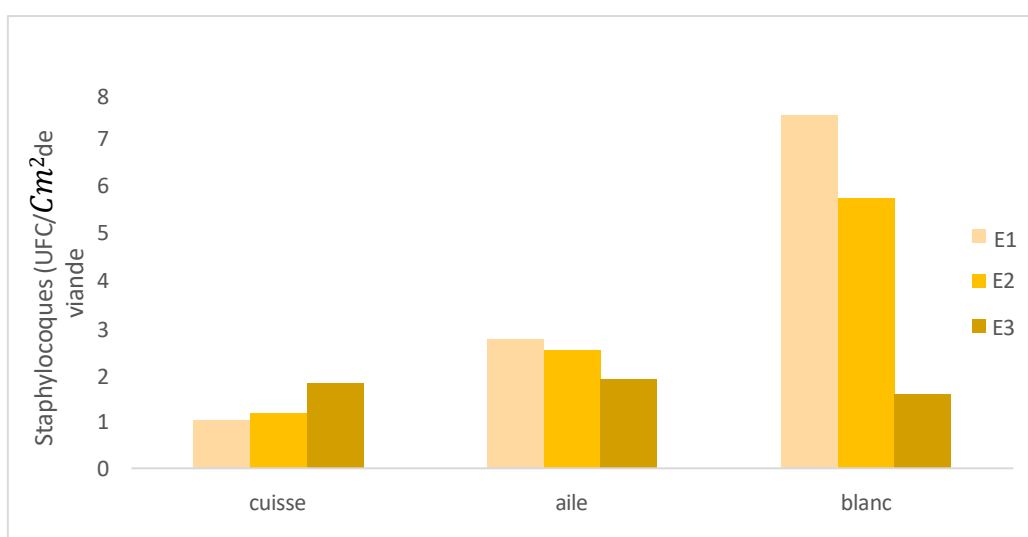


Figure 21: Dénombrement des staphylocoques dans les échantillons de viande de poulet provenant de Biskra

Les résultats du **Figure 21** montrent une forte présence de staphylocoques dans E1 blanc ($7,5 \cdot 10^4$ ufc/ cm^2) et E2 blanc ($5,75 \cdot 10^4$ ufc/ cm^2), ce qui indique probablement une contamination humaine, souvent due à la manipulation directe par le personnel. Les cuisses présentent des charges plus faibles, allant de $1,02$ à $1,81 \cdot 10^4$ ufc/ cm^2 . Cela suggère un besoin de renforcer l'hygiène des mains et l'usage de gants dans les pratiques de manipulation et de l'environnement.

IV42 Viande provenant de la wilaya de Batna

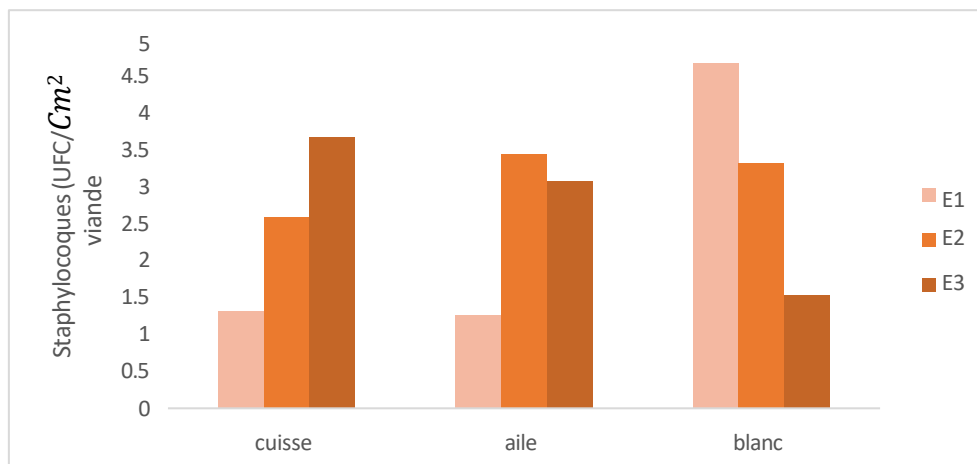


Figure 22: Dénombrement des staphylocoques dans les échantillons de viande de poulet provenant de Batna

Les charges les plus importantes en staphylocoques sont retrouvées dans E1 blanc ($4,68 \cdot 10^4$ ufc/cm²), suivi par E3 cuisse ($3,67 \cdot 10^4$ ufc/cm²) et E2 blanc ($3,33 \cdot 10^4$ ufc/cm²). Ces résultats sont révélateurs d'une contamination d'origine humaine, notamment par la peau ou les voies respiratoires du personnel. Le blanc, souvent manipulé lors de la découpe fine, semble particulièrement touché, ce qui plaide pour un usage strict de gants et de masques (**Figure 22**).

IV43 Viande provenant de la wilaya de Sétif

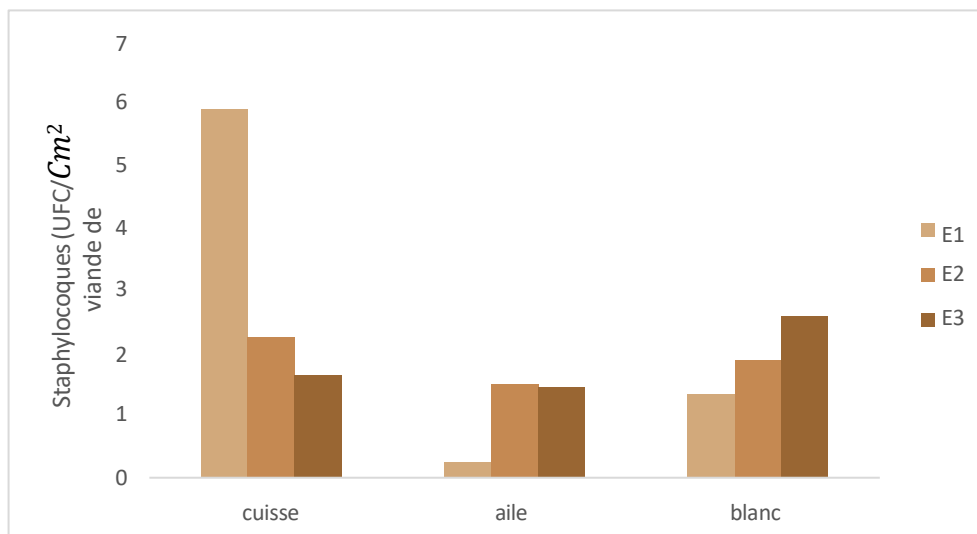


Figure 23: Dénombrement des staphylocoques dans les échantillons de viande de poulet provenant de Sétif

Une contamination majeure en Staphylocoques est détectée dans E1 cuisse ($5,9 \cdot 10^4$ ufc/cm²), probablement d'origine humaine (contact main, peau, nez). Les autres échantillons montrent des charges modérées à faibles, avec E3 blanc à ($2,59 \cdot 10^4$ ufc/cm²). La prévalence sur

les cuisses indique que la manipulation manuelle constitue une source de contamination importante des surfaces (Figure 23).

IV5. Dénombrement du Coliformes Totaux (CT)

IV5.1 Viande provenant de la wilaya de Biskra

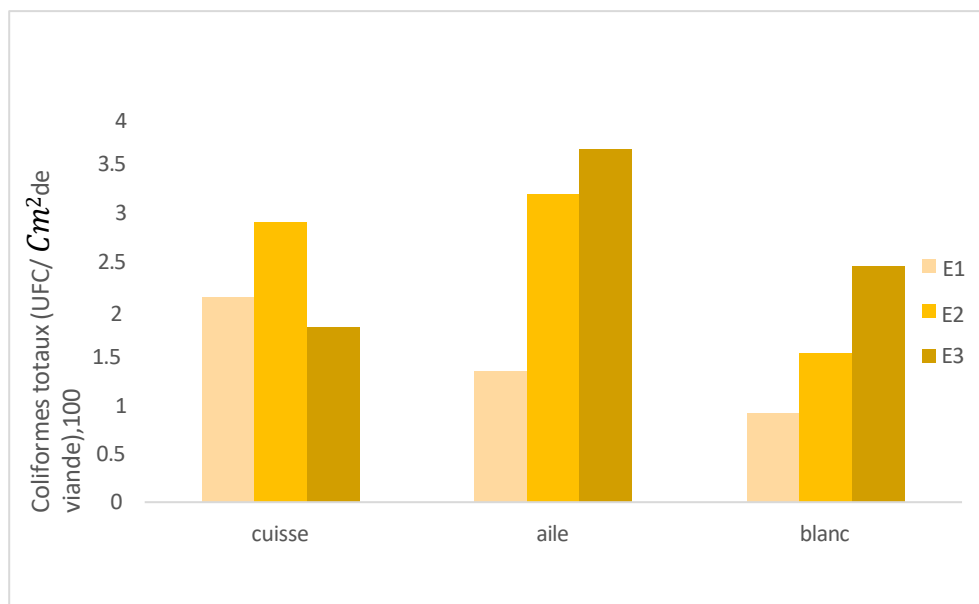


Figure 26: Dénombrement des CT dans les échantillons de viande de poulet provenant de Biskra

L'analyse des coliformes totaux montre que la charge la plus élevée est observée dans E3 aile ($3,66 \cdot 10^4$ ufc/cm²) et E2 cuisse ($2,91 \cdot 10^4$ ufc/cm²), tandis que les valeurs les plus faibles apparaissent sur E1 blanc ($0,92 \cdot 10^4$ ufc/cm²). Ces résultats indiquent une contamination fécale potentielle, en particulier dans les échantillons E2 et E3, suggérant un non-respect des normes d'hygiène durant le traitement ou un mauvais rinçage post-éviscération (Figure 26).

IV52 Viande provenant de la wilaya de Batna

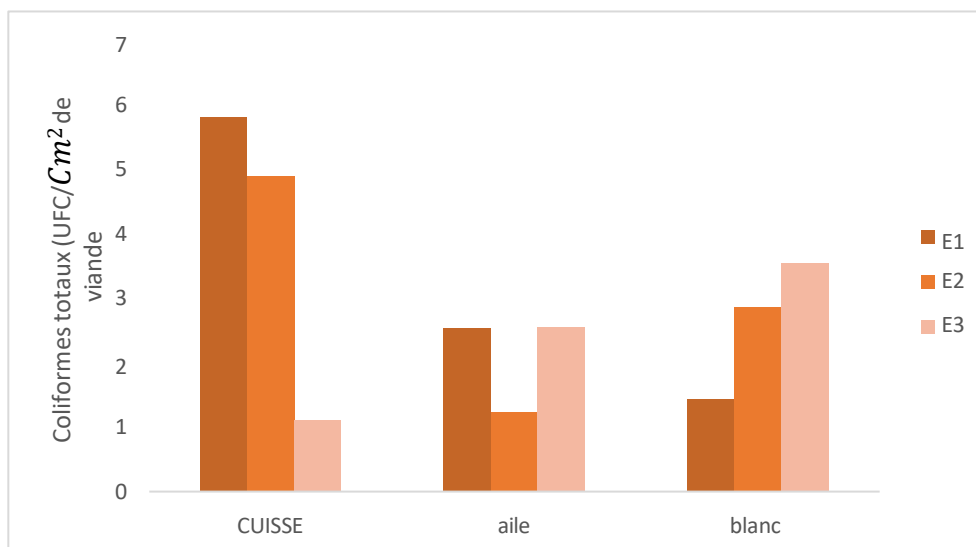


Figure 25: Dénombrement des CT dans les échantillons de viande de poulet provenant de Batna

L'analyse des coliformes totaux montre une charge maximale dans E1 cuisse ($5,81 \cdot 10^4$ ufc/cm²), suivie par E2 cuisse ($4,9 \cdot 10^4$ ufc/cm²), ce qui indique une contamination importante, possiblement liée à un mauvais nettoyage ou à une rupture de la chaîne de froid. Le blanc de l'échantillon E3 présente également une charge notable ($3,54 \cdot 10^4$ ufc/cm²), ce qui est préoccupant car cette partie est généralement moins exposée. Ces niveaux témoignent d'un défaut d'hygiène général, surtout dans les échantillons 1 et 2 (**Figure 25**).

IV53 Viande provenant de la wilaya de Sétif

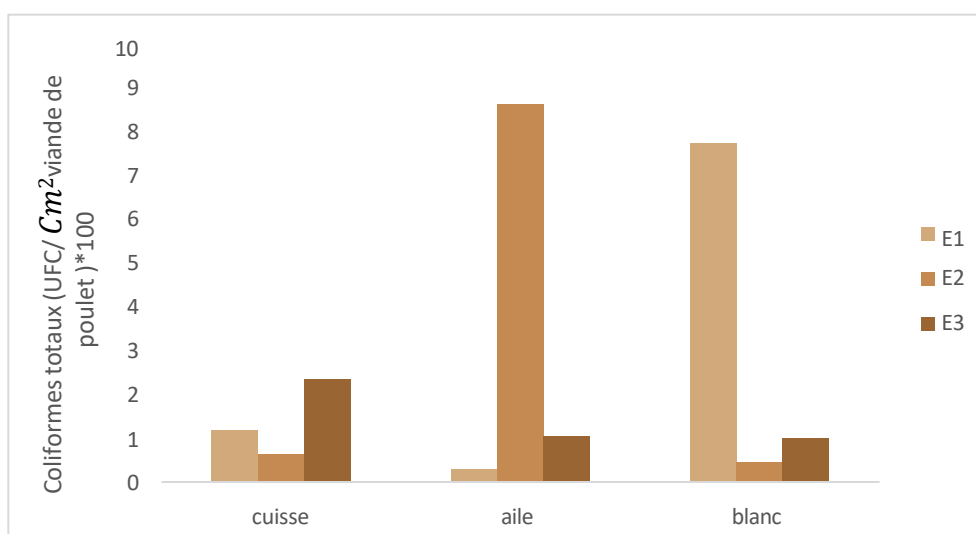


Figure 26: Dénombrement des CT dans les échantillons de viande de poulet provenant de Sétif

Les CT atteignent leur maximum dans E2 aile ($8,63 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$) et E1 blanc ($7,72 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$), ce qui témoigne d'un contact fécal probable ou d'une mauvaise hygiène lors de la découpe et du conditionnement. Les cuisses présentent des charges plus modérées, mais E3 cuisse atteint tout de même $2,35 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$. Ces résultats montrent une contamination significative de surface, particulièrement sur les ailes et blancs (**Figure 26**).

IV.6. Dénombrement du Coliformes Fécaux (CF)

IV.6.1. Viande provenant de la wilaya de Biskra

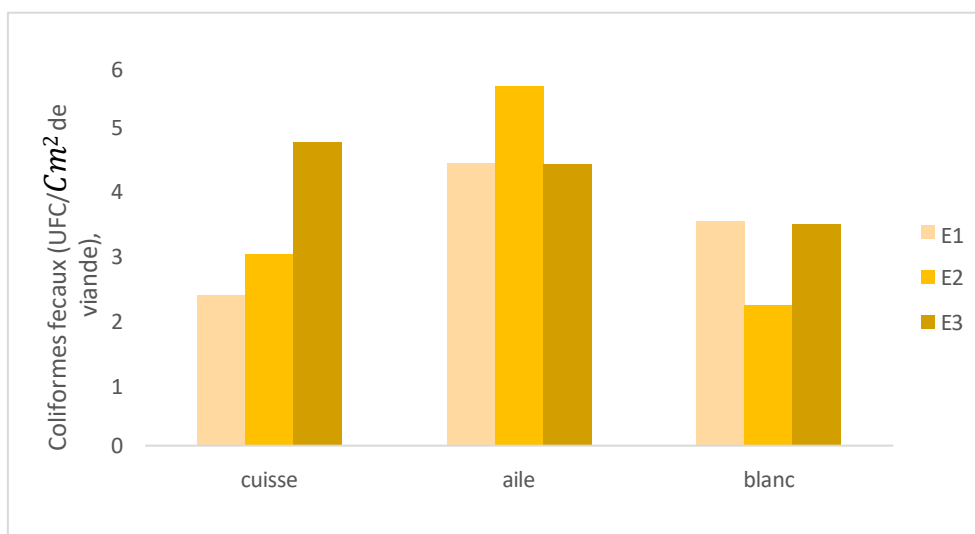


Figure 27: Dénombrement des CF dans les échantillons de viande de poulet provenant de Biskra

Concernant les coliformes fécaux, les niveaux les plus élevés sont observés dans E2 aile ($5,66 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$) et E3 cuisse ($4,78 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$), indiquant une contamination significative d'origine fécale. L'échantillon E1 blanc affiche une charge plus modérée ($3,54 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$). Ces charges élevées sont inquiétantes car elles traduisent un risque sanitaire non négligeable, probablement lié à une mauvaise hygiène de manipulation ou à des conditions de stockage inadaptées (**Figure 27**).

IV62 Viande provenant de la wilaya de Batna

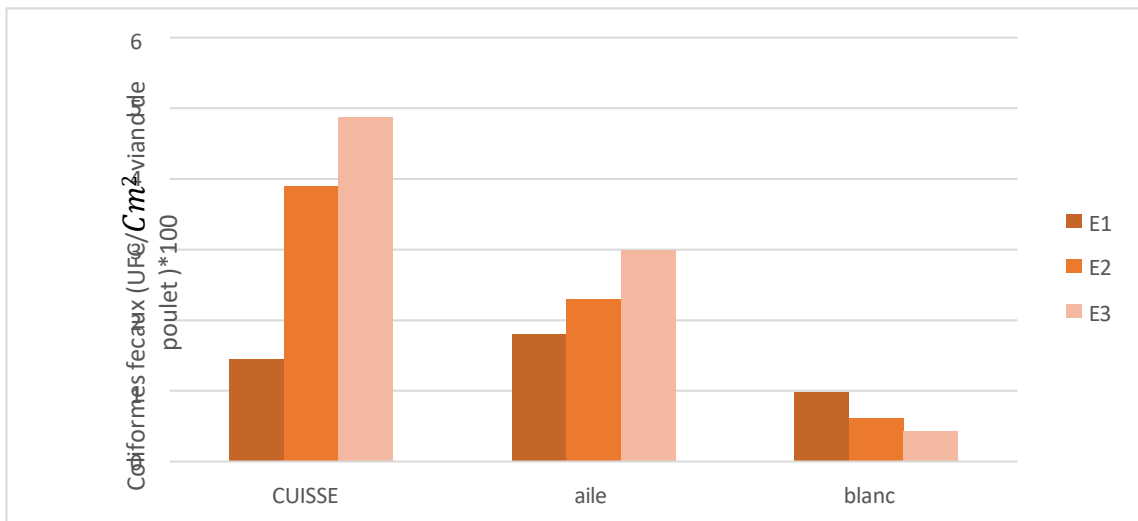


Figure 28: Dénombrement des CF dans les échantillons de viande de poulet provenant de Batna

Les charges en coliformes fécaux sont les plus élevées dans E3 cuisse ($4,87 \cdot 10^4$ ufc/cm²) et E2 cuisse ($3,9 \cdot 10^4$ ufc/cm²), ce qui révèle une forte contamination d'origine fécale, probablement par défaut d'éviscération ou d'hygiène du personnel. Les blancs de tous les échantillons montrent des valeurs faibles (inférieures à $1 \cdot 10^4$ ufc/cm²), suggérant qu'ils ont été relativement épargnés. Ces résultats nécessitent un renforcement des pratiques sanitaires, notamment lors de la manipulation des cuisses (**Figure 28**).

IV63 Viande provenant de la wilaya de Sétif

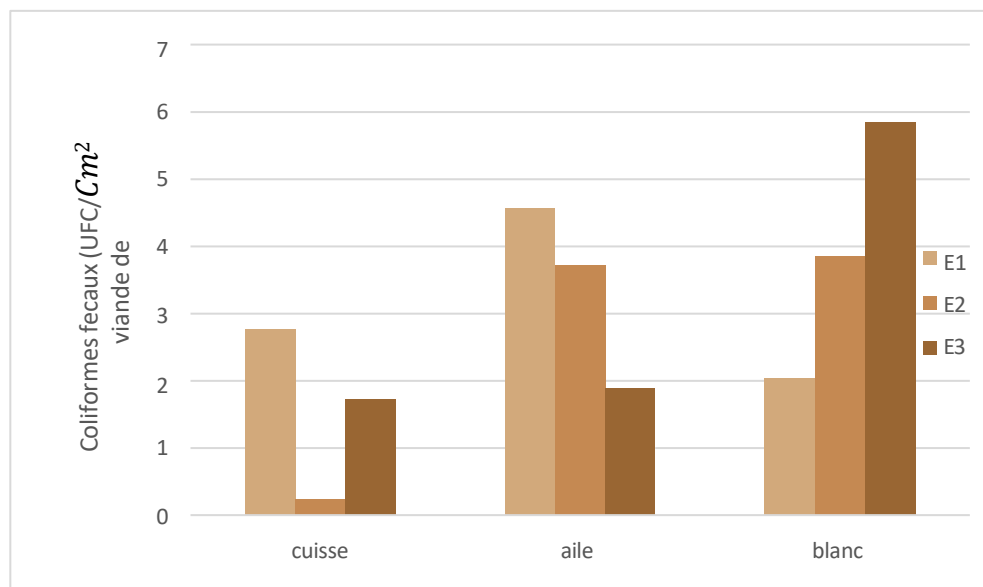


Figure 29: Dénombrement des CF dans les échantillons de viande de poulet provenant de Sétif

La charge en coliformes fécaux est alarmante dans E3 blanc ($5,85 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$) et E1 aile ($4,56 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$), ce qui indique clairement une contamination d'origine fécale sur la surface. La charge de E2 blanc ($3,85 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$) confirme également une altération hygiénique. Ces niveaux posent des risques sanitaires directs, notamment en cas de consommation insuffisamment cuite ou de contamination croisée (**Figure 29**).

IV.7. Dénombrement des Salmonelles

IV.7.1. Viande provenant de la wilaya de Biskra

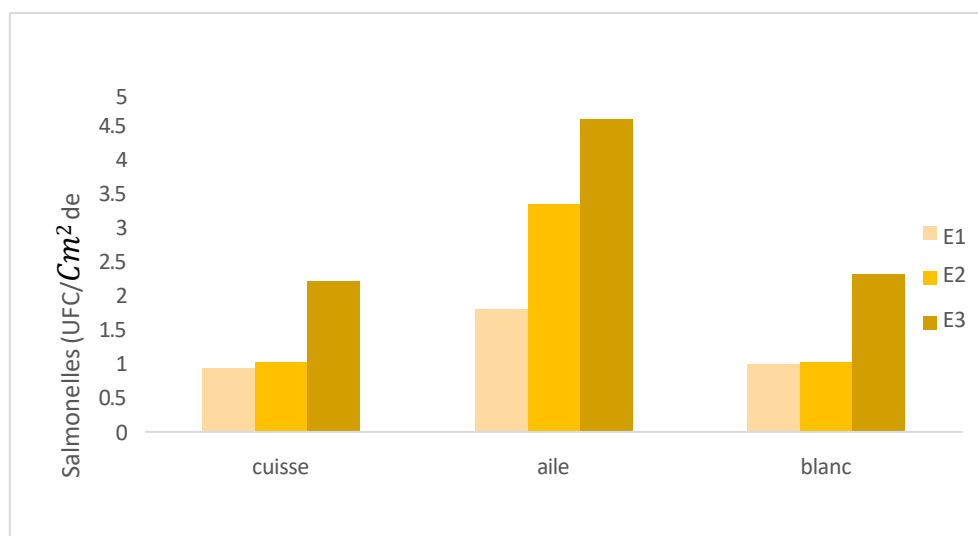


Figure 30: Dénombrement des Salmonelles dans les échantillons de viande de poulet provenant de Biskra

Même si les charges observées pour les Salmonelles restent relativement faibles, on note des valeurs plus importantes dans E3 aile ($4,6 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$) et E2 aile ($3,36 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$), signalant un risque potentiel. Le blanc des échantillons E1 et E2 montre des charges moindres (1 et $1,02 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$ respectivement). Cette présence, même à faible dose, souligne l'importance de mesures strictes de biosécurité et de cuisson adéquate (**Figure 30**).

IV.7.2 Viande provenant de la wilaya de Batna

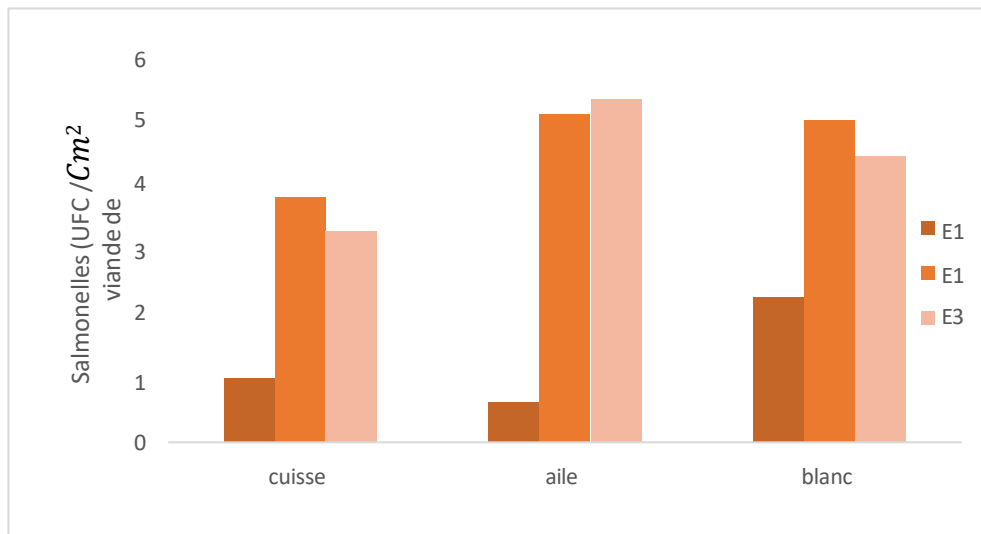


Figure 31: Dénombrement des Salmonelles dans les échantillons de viande de poulet provenant de Batna

Les charges en Salmonelles sont alarmantes, en particulier dans E3 aile ($5,32 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$), E2 aile ($5,09 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$) et E2 blanc ($5 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$). Ces valeurs sont élevées pour un pathogène majeur, suggérant une contamination post-abattage ou lors du transport. E1 cuisse présente la plus faible charge (110^4ufc/cm^2), ce qui reste néanmoins préoccupant. La présence de Salmonella dans toutes les matrices impose des mesures correctives urgentes afin d'éviter des risques sanitaires graves pour les consommateurs (**Figure 31**).

IV.7.3 Viande provenant de la wilaya de Sétif

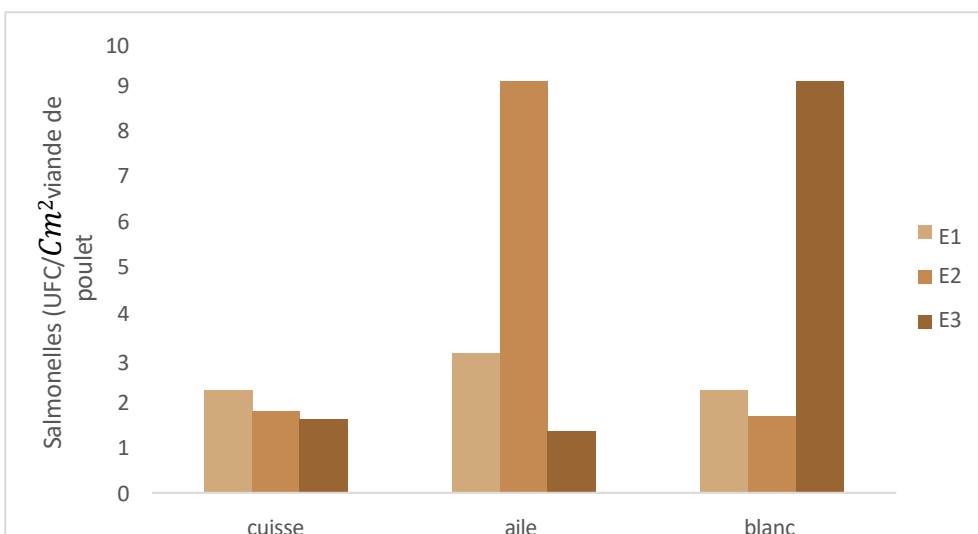


Figure 32: Dénombrement des Salmonelles dans les échantillons de viande de poulet provenant de Sétif

Les valeurs très élevées dans E2 aile ($9,09 \cdot 10^4$ ufc/cm²) et E3 blanc ($9,09 \cdot 10^4$ ufc/cm²) sont préoccupantes. Elles révèlent une contamination de surface massive par Salmonelles, probablement liée à une mauvaise hygiène des équipements, des manipulations ou de la chaîne de froid. Même les ailes et cuisses d'E1 présentent des niveaux modérés (entre 2 et $3 \cdot 10^4$ ufc/cm²), ce qui ne devrait jamais être le cas pour un pathogène aussi critique (**Figure 32**).

IV8. Comparaison des charges bactériennes de la viande de poulet selon sa source

En comparant les charges bactériennes de cette viande selon son origine, (Sétif, Biskra et Batna) on note qu'elle révèle des disparités notables en matière de contamination microbiologique des morceaux de volaille. Sétif présente des charges exceptionnellement élevées en flore mésophile aérobie totale (FMAT), avec un pic alarmant de $24,65 \cdot 10^4$ ufc/cm² enregistrée sur les ailes analysées, surpassant largement les niveaux observés à Biskra ($4,89 \log$ ufc/cm²) et Batna ($4,65 \cdot 10^4$ ufc/cm²). Concernant les staphylocoques, Biskra affiche la contamination la plus importante sur les blancs (jusqu'à $7,5 \cdot 10^4$ ufc/cm²), ce qui indique une forte implication de la manipulation humaine, tandis que Batna montre également une charge notable dans les blancs ($4,68 \cdot 10^4$ ufc/cm²). À Sétif, c'est aux niveaux des cuisses que la charge maximale a été relevée ($5,9 \cdot 10^4$ ufc/cm²), ce qui reste atypique. En ce qui concerne les coliformes totaux, Sétif enregistre les niveaux les plus élevés (jusqu'à $8,63 \cdot 10^4$ ufc/cm² dans sur les ailes), suivie de Batna ($5,81 \cdot 10^4$ ufc/cm²) et de Biskra ($3,66 \cdot 10^4$ ufc/cm²), soulignant une hygiène nettement plus critique à Sétif. Pour les coliformes fécaux, les pics les plus inquiétants sont encore observés à Sétif ($5,85 \cdot 10^4$ ufc/cm² sur les blancs), tandis que Batna atteint $4,87 \cdot 10^4$ ufc/cm² et Biskra varie entre $3,54 \cdot 10^4$ ufc/cm² et $5,66 \cdot 10^4$ ufc/cm² selon les morceaux. Enfin, la présence de Salmonelles est confirmée à Sétif et à Biskra, avec une charge maximale de $4,6$ ufc/cm² à Biskra, tandis que Batna semble moins concernée. Bien que les niveaux de salmonelles soient inférieurs à ceux des autres flores, leur détection reste préoccupante en raison de leur impact sur la santé publique.

IV9. Résultats de l'étude macroscopique

La flore totale on ne fait pas d'étude macroscopique ni microscopique c'est une flore très diversifiée.

IV9.1. Coliformes totaux (CT)

L'analyse bactériologique effectuée sur gélose VRBL (Violet Red Bile Lactose agar) — un milieu sélectif et différentiel utilisé pour l'isolement des coliformes totaux — et après

incubation des boîtes ensemencées à 37°C pendant 24h, a mis en évidence la présence de colonies roses, bien réparties sur l'ensemble de la surface du milieu. Ces colonies, de taille moyenne à petite, présentaient une morphologie circulaire, une surface lisse, des contours bien définis, et une opacité variable. Ces caractéristiques sont typiques de bactéries appartenant au groupe des coliformes totaux, capables de fermenter le lactose avec production d'acide à une température d'incubation de 35 à 37 °C.

La détection de ces bactéries indique une contamination généralement associée à des sources environnementales ou à un manque d'hygiène lors des étapes de manipulation, de transformation ou de stockage de la viande. Bien que leur présence ne permette pas de conclure systématiquement à une contamination fécale, elle constitue un indicateur fiable d'un niveau d'hygiène globalement insuffisant, susceptible de compromettre la qualité microbiologique du produit (**Figure 33**).

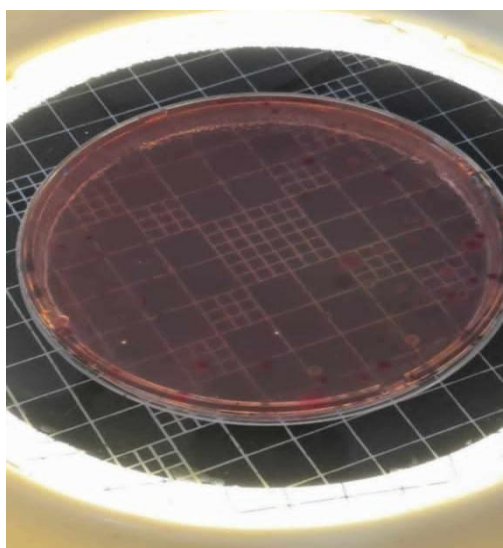


Figure 33: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu VRBL des coliformes totaux

IV91. Coliformes fécaux (CF)

L'analyse des boîtes de Pétri ensemencées sur une gélose sélective pour coliformes fécaux (VRBL) et après incubation de 24 à 48h à 44°C, a permis de mettre en évidence des colonies rouges à centre foncé, bien réparties sur la surface du milieu. Ces colonies présentaient une taille moyenne, une forme circulaire, un contour net et une surface lisse, caractéristiques des bactéries du groupe des coliformes capables de fermenter le lactose à 44,5°C. Ces éléments morphologiques permettent d'orienter l'identification vers des entérobactéries fécales, principalement *Escherichia coli*, suggérant ainsi une contamination d'origine fécale probable (**Figure 34**).

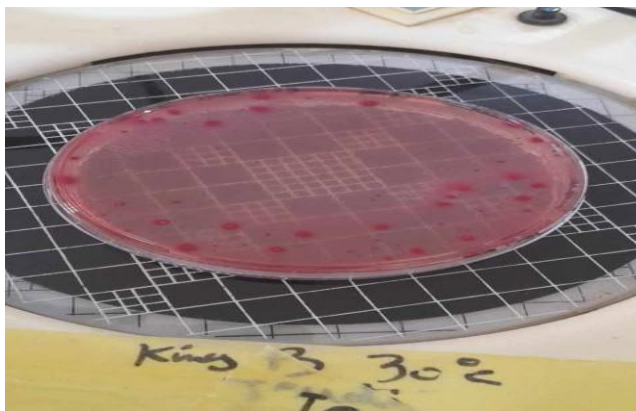


Figure 34: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu VRBL des coliformes fécaux

IV93 Staphylocoques

L'aspect des colonies isolées sur les boîtes de Pétri contenant le milieu de culture Chapman montre des colonies à forme ronde, de taille ponctiforme à petite, avec un relief convexe et une surface lisse. Leur couleur varie du crème au jaune doré, parfois accompagnée d'un halo jaunâtre autour des colonies, signe d'une fermentation du mannitol. L'opacité est marquée, et les contours apparaissent réguliers. Ces caractéristiques macroscopiques sont typiques des staphylocoques, en particulier *Staphylococcus*, connu pour sa capacité à fermenter le mannitol et à former des colonies jaune doré sur ce type de milieu sélectif (**Figure 35**).

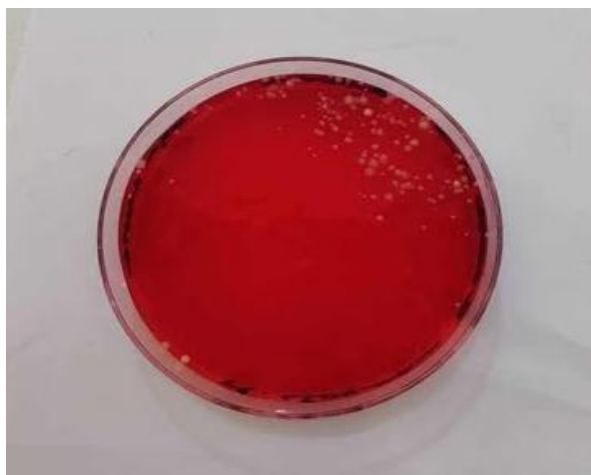


Figure 35: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu Chapman : des staphylocoques

IV94 Salmonelles

L'analyse sur milieu Hektoen a permis l'observation de colonies de taille moyenne, présentant un relief plat à légèrement convexe, un contour régulier, et une surface lisse. Les

colonies observées étaient incolores ou légèrement transparentes, entourées d'un milieu verdâtre, typique de la réaction des bactéries sur ce milieu. Leur opacité variait de translucide à opaque, ce qui est caractéristique des souches de *Salmonella* ne produisant pas de sulfure d'hydrogène (H₂S).

L'absence de coloration noire, habituellement observée chez les souches productrices de H₂S (*Salmonella spp.*), et la couleur pâle des colonies indiquent la possibilité d'une souche non productrice de H₂S ou une souche atypique de *Salmonella* (**Figure 36**).

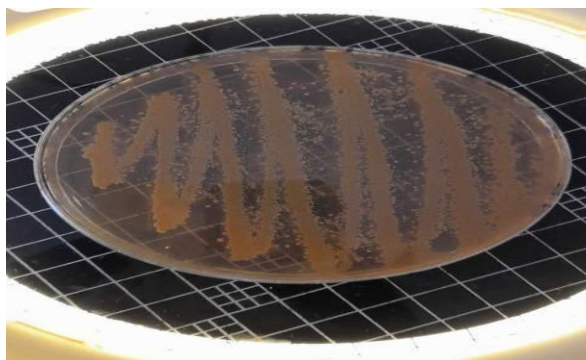


Figure 36: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu Hektoen des *salmonella*

IV95 *Pseudomonas*

- **King A**

L'ensemencement sur milieu King A a révélé la croissance de colonies circulaires, à relief convexe à bombé, avec des contours réguliers et une surface lisse. La coloration variait du beige clair au jaunâtre, et les colonies présentaient une opacité marquée. Aucune pigmentation caractéristique (pyocyanine ou fluorescéine) n'a été observée sur le milieu (**Figure 37**).

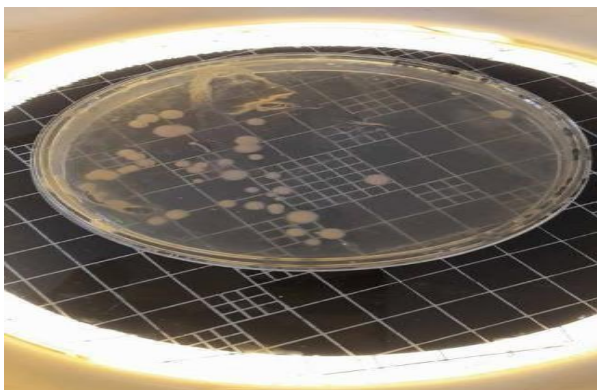


Figure 37: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu King A des *Pseudomonas*

- **King B**

L'observation macroscopique des colonies cultivées sur gélose King B a permis de décrire plusieurs caractéristiques distinctives. Les colonies apparaissent de forme circulaire, avec un relief convexe à arrondi et un bord régulier, témoignant d'une croissance bien définie. La surface lisse indique une texture homogène, tandis que la couleur varie du jaune pâle à l'orangé, suggérant la possible production de pigments bactériens spécifiques. Enfin, les colonies sont opaques, ne laissant pas passer la lumière. Ces critères morphologiques, bien qu'insuffisants à eux seuls pour une identification définitive, constituent une base importante pour orienter les investigations vers certains genres bactériens, notamment *Pseudomonas spp.*, connus pour leur capacité à produire des pigments visibles sur milieux sélectifs (**Figure 38**).

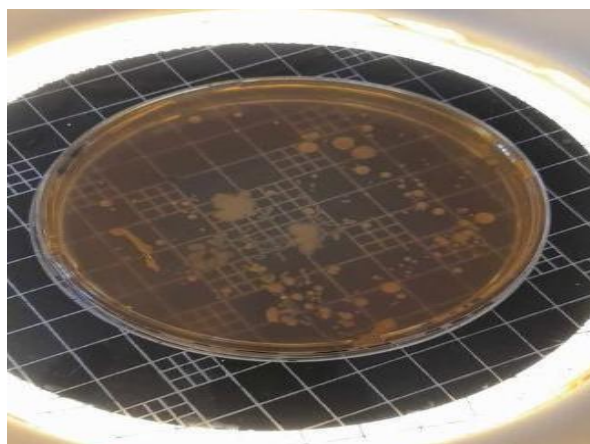


Figure 38: Observation visuelle des colonies obtenues sur milieu King B des *Pseudomonas*

IV.10 Résultats de l'étude microscopique

L'examen microscopique des échantillons, réalisé à l'aide de la coloration de Gram, a permis de caractériser les bactéries isolées selon leur nature tinctoriale et leur morphologie. Cette méthode a facilité la distinction entre bactéries à Gram positif et Gram négatif, ainsi que l'observation de leurs formes cellulaires (coques, bacilles). Les résultats obtenus ont été consignés dans un tableau récapitulatif regroupant les principales caractéristiques morphologiques des souches observées à partir des différentes parties de la carcasse de poulet (cuisses, ailes, blancs), issues de plusieurs boucheries (**Figure 39**) (**Tableau 07**).

Tableau 7: Résultat microscopique des échantillons

Bactérie	Résultat Gram	Morphologie
<i>Pseudomonas spp.</i>	Négative	Bacille
<i>Staphylococcus spp.</i>	Positif	Cocci en amas

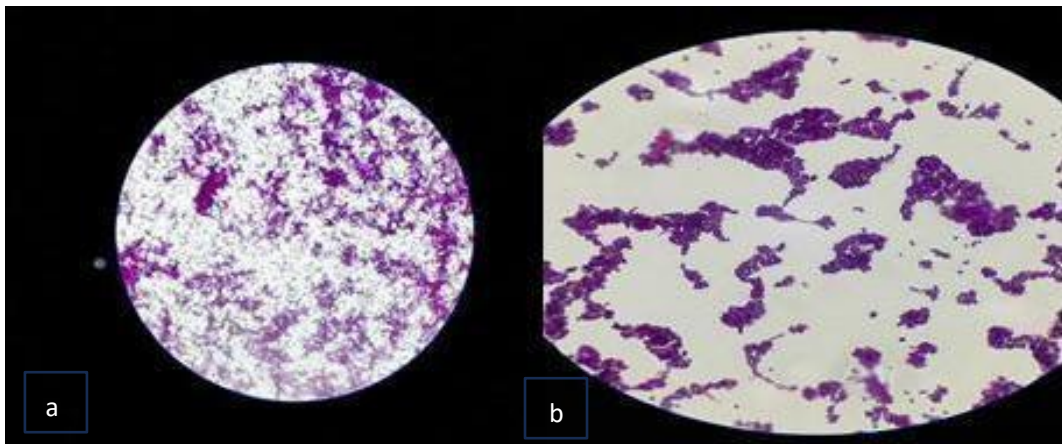


Figure 39: Observations microscopiques des cellules des (a) *Staphylococcus* (b) *Pseudomonas* et (photo originale, 2025)

IV.1. Résultats de l'étude biochimique

IV.1.1. Pré-identification de *E. coli*

L'analyse microbiologique a permis de détecter la présence d'*Escherichia coli* β -glucuronidase positive dans deux parties du poulet analysé. En effet, la présence de colonies caractéristiques a été observée dans les échantillons prélevés sur l'aile et le blanc (**Figure 40**), tandis qu'aucune colonie n'a été détectée dans la cuisse (**Figure 41**) après incubation à 44 °C pendant 24 h sur milieu TBX.

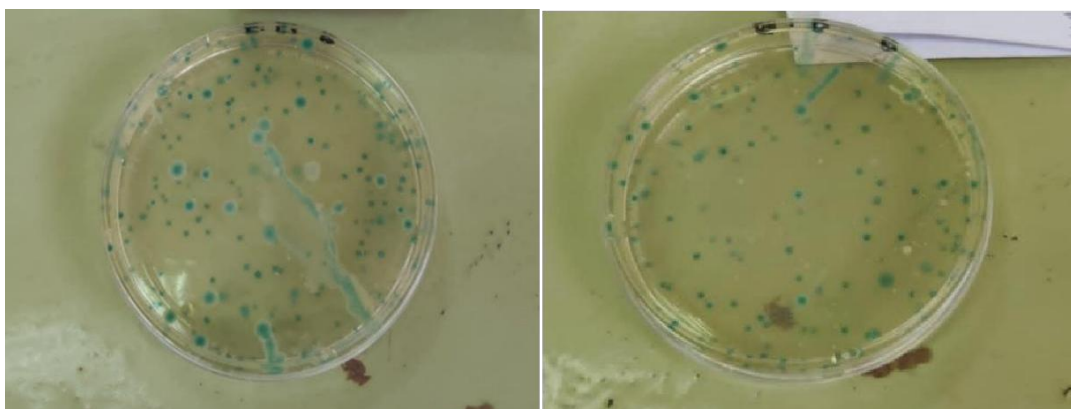


Figure 40: la présence de colonies caractéristiques sur l'aile et le blanc

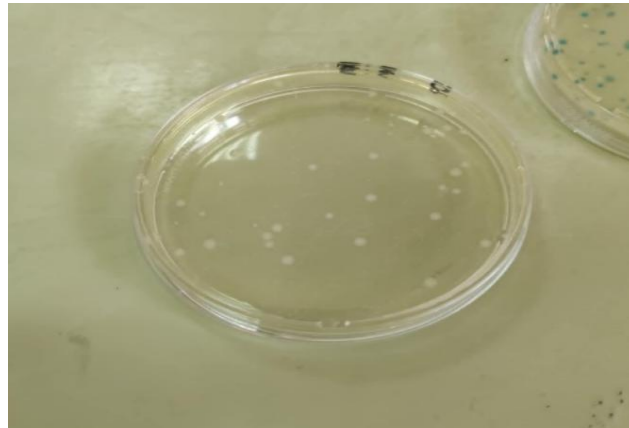


Figure 41: L'absence de colonies caractéristiques sur la cuisse

- **Isolement**

Après incubation dans le Peptone Water D'exandol à 44 °C pendant 24 heures, le test au réactif de Kovacs a permis de détecter la production d'indole dans les échantillons analysés. Une coloration rose caractéristique est apparue à la surface du milieu dans les échantillons de l'aile et de blanc, indiquant un résultat positif et confirmant la présence d'*Escherichia coli* (**Figure 42**).

En revanche, aucune coloration n'a été observée dans l'échantillon de cuisse, ce qui suggère une absence d'*E. coli* dans ce prélèvement (**Figure 43**).

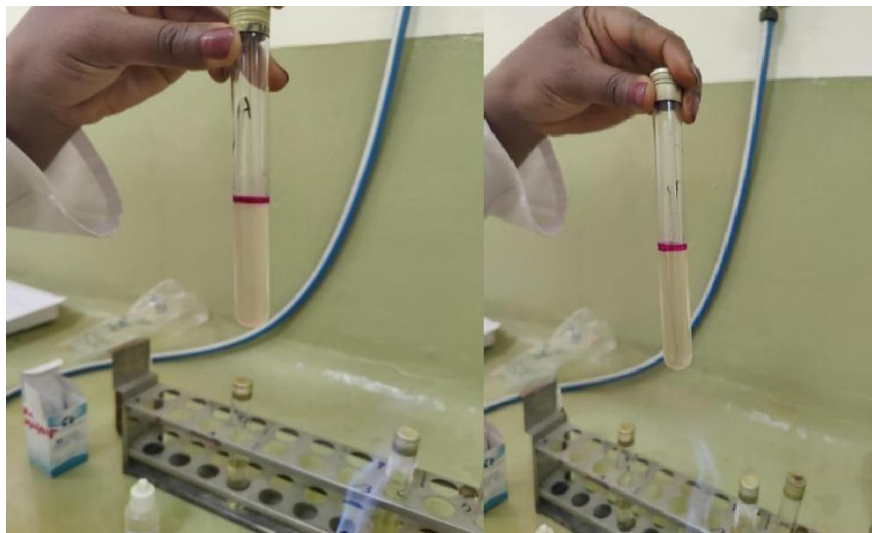


Figure 42: la présence de colonies caractéristiques sur l'aile et le blanc



Figure 43: L'absence de colonies caractéristiques sur la cuisse

IV.112 Pré-identification de *Staphylococcus aureus*

Dans le cadre de cette étude, deux tests biochimiques ont été réalisés pour la détection de *Staphylococcus aureus* dans les échantillons de viande de poulet : le test de la catalase et le test de la coagulase. Les résultats obtenus sont les suivants :

IV.112.1 Test de la catalase

Les résultats des tests pour toutes les souches isolées ont montré des résultats positifs. Une effervescence a été observée après l'ajout de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), indiquant la présence de l'enzyme catalase. (**Figure 44**).

IV.112.2 Test de la coagulase

Les souches testées ont également donné un résultat négatif. Aucune coagulation du plasma n'a été constatée après 24 heures d'incubation à 37 °C, ce qui traduit l'absence de l'enzyme coagulase (**Figure 44**).



Figure 44: Résultat des tests catalase et coagulase de *Staphylococcus*

IV.12 Etude analytique

L'évaluation bactériologique comparative des viandes de volaille issues de trois wilaya algériennes — Biskra, Batna et Sétif — met en évidence une hétérogénéité importante des charges, tant en termes de quantité que de type de flore bactérienne. Cette disparité régionale s'explique par des différences dans les conditions d'abattage, les pratiques de manipulation, l'état des installations, ainsi que le niveau de formation du personnel.

IV.12 Etude bactériologique

IV.12.1 Flore mésophile aérobie totale (FMAT)

Les résultats montrent que la viande de poulet issue des abattoirs de Sétif est la viande la plus touchée par les charges élevées en FMAT, atteignant $24,65 \cdot 10^4 \text{ ufc/cm}^2$ dans l'échantillon E3 aile, ce qui indique une altération avancée de la viande et une prolifération bactérienne intense, possiblement liée à des défaillances de la chaîne de froid lors du transport ou du stockage temporaire avant la vente ou à une manipulation prolongée à température ambiante. À l'inverse, des viandes arrivant de Biskra et de Batna, présentent des charges plus modérées, bien qu'elles restent préoccupantes. Ces observations confirment les résultats de **Guergueb et al. (2020)**, qui ont démontré que l'hygiène lors de l'abattage influence directement le développement des flores mésophiles.

La **Flore Mésophile Aérobie Totale (FMAT)** constitue un indicateur global de la charge bactérienne présente dans un produit. Dans notre étude, des valeurs dépassant les 10^7 ufc/cm^2 ont été enregistrées, ce qui dépasse largement le seuil critique fixé par l'ICMSF (International Commission on Microbiological Specifications for Foods), signalant une altération du produit et un risque potentiel pour la santé du consommateur (**ICMSF, 2002**). Une charge aussi élevée reflète souvent des conditions de transformation et de conservation inadéquates, favorisant la prolifération bactérienne.

IV.12.2 Coliformes totaux (CT) et coliformes fécaux (CF)

Les coliformes totaux et coliformes fécaux représentent des indicateurs majeurs de contamination fécale. Encore une fois, la viande provenant de Sétif enregistre les valeurs les plus critiques, avec $8,63 \cdot 10^4 \text{ ufc/cm}^2$ pour la viande des ailes (E2) pour les CT et $5,85 \cdot 10^4$

ufc/cm² sur le blanc (*E3*) pour les CF. Ces résultats traduisent une contamination d'origine intestinale, probablement causée par un rinçage insuffisant *post-éviscération* ou un équipement souillé. La viande de Batna présente également des charges élevées, notamment sur la viande des cuisses, tandis que celle provenant de Biskra montre une contamination modérée mais constante. Ces constats rejoignent les conclusions de **Djeffal et al., (2018)**, qui ont observé une corrélation directe entre les mauvaises pratiques d'abattage et la prévalence élevée de *Salmonella* et d'autres entérobactéries.

IV.123 Staphylocoques

Les charges les plus élevées en staphylocoques sont retrouvées sur les blancs de poulets provenant de Biskra (jusqu'à 7,5 10⁴ufc/cm²), suivies de celle de Batna et de Sétif. Cette flore est généralement liée à une contamination d'origine humaine, *via* la peau, les mains ou les voies respiratoires du personnel, ce qui met en lumière l'insuffisance de mesures de protection individuelle (gants, masques). La manipulation fréquente et directe des blancs expliquerait leur forte contamination. Selon **Derbal et Hanfer, (2024)**, les staphylocoques constituent une menace d'autant plus sérieuse qu'ils peuvent développer des biofilms résistants et survivre sur les surfaces en inox ou plastique si les désinfections sont mal réalisées.

IV.124 Salmonella spp.

La présence de *Salmonella spp.*, bien qu'à des niveaux inférieurs à d'autres flores, demeure très préoccupante. Cette flore pathogène est un indicateur critique de sécurité alimentaire, responsable de nombreuses toxi-infections. La contamination peut résulter d'un contact croisé avec des équipements souillés, d'un lavage insuffisant des carcasses, ou d'une contamination initiale à la ferme. **Guergueb et al., (2020)** ont souligné que les caisses de transport non nettoyées et le manque de désinfection sont des facteurs aggravants majeurs de la contamination à *Salmonella*.

IV.13 Etude macroscopique

L'identification des **coliformes totaux (CT)**, à travers l'isolement sur gélose VRBL, met en évidence une contamination d'origine environnementale. Ces bactéries sont des indicatrices classiques de l'hygiène globale et de la qualité sanitaire des produits. Leur présence témoigne d'un manque d'efficacité (**Jay et al., 2005**).

Les **coliformes fécaux (CF)**, quant à eux, sont des marqueurs plus spécifiques d'une contamination fécale. L'incubation à 44,5 °C permet de sélectionner des espèces thermotolérantes comme *Escherichia coli*, dont la présence est préoccupante car elle suggère une contamination par des matières fécales, augmentant le risque de transmission d'agents pathogènes entériques (**Leclerc et al., 2001**).

Les résultats obtenus sur milieu Chapman ont suspecté la présence de *Staphylococcus spp*, identifiable par ses colonies jaune doré et la fermentation du mannitol. Cette espèce est connue pour sa capacité à produire des entérotoxines responsables d'intoxications alimentaires (**Argudín et al., 2010**). Sa détection traduit un contact direct avec la peau humaine ou un défaut d'hygiène du personnel manipulant les produits, soulignant l'importance des bonnes pratiques d'hygiène (BPH).

Concernant les analyses sur milieu Hektoen, les colonies suspectes de *Salmonella spp*. N'ont pas produit de sulfure d'hydrogène (H₂S), ce qui suggère la présence de souches atypiques. Néanmoins, même sans production de H₂S, certaines souches de *Salmonella enterica* peuvent subsister et causer des infections gastro-intestinales sévères (**Gomez-Aldapa et al., 2021**).

Enfin, l'étude des gélose King A et King B a permis d'orienter l'identification vers le genre *Pseudomonas spp.*, connu pour sa grande diversité écologique et sa capacité à produire divers pigments (pyocyanine, fluorescéine). L'absence de pigmentation sur King A et la coloration jaune-orangée sur King B peuvent correspondre à des espèces telles que *Pseudomonas fluorescens*, fréquemment associées à la détérioration des produits alimentaires réfrigérés (**Gomez-Lozano et al., 2014**). Ces bactéries sont particulièrement résistantes aux conditions de stress et leur présence indique une contamination *post-transformation* ou une rupture de la chaîne de froid.

En somme, cette analyse met en lumière une contamination bactérienne multifactorielle, impliquant à la fois des germes indicateurs d'hygiène (CT, CF), des pathogènes potentiels (*S. aureus*, *Salmonella*), ainsi que des flores d'altération (*Pseudomonas*). Une telle situation nécessite une révision urgente des pratiques de manipulation, de nettoyage, et de stockage, afin de garantir la sécurité microbiologique des produits.

IV.14 L'étude microscopique

Dans cette étude, la coloration de Gram a révélé la présence de deux types bactériens dominants : des cocci à Gram positif en amas, caractéristiques de *Staphylococcus* spp., (à partir des colonies cultivées sur milieu sélectif Chapman) et des bacilles à Gram Négative, suggérant une appartenance possible au genre *Pseudomonas* spp à partir des colonies cultivées sur milieu sélectif King A et King B).

La présence de *Pseudomonas* spp. dans les échantillons de viande est largement reconnue comme un indicateur de détérioration microbiologique et de réduction de la durée de conservation. Ces bactéries, classées parmi les bacilles à Gram négatif, appartiennent à la flore psychrotrophes dominante des produits carnés réfrigérés. Leur capacité à se multiplier à basse température, combinée à une grande plasticité métabolique, leur permet de proliférer même en conditions de réfrigération modérée (Jay et al., 2005).

L'utilisation de milieux sélectifs tels que King A et King B a permis de détecter efficacement la présence de ces bactéries, notamment par la production de pigments fluorescents. Toutefois, il est important de préciser que si la majorité des souches de *Pseudomonas* sont non pathogènes pour l'homme, leur activité métabolique reste préoccupante d'un point de vue technologique, car elle altère les qualités organoleptiques des viandes (Feig et al., 2007).

Plusieurs études ont démontré que les contaminations par *Pseudomonas* spp. Peuvent provenir de multiples sources au long de la chaîne de production : l'environnement de l'abattage, les équipements mal désinfectés, l'eau utilisée, ainsi que les manipulations humaines (Ercolini et al., 2006). Le respect strict des bonnes pratiques d'hygiène et le contrôle de la température de conservation demeurent les moyens les plus efficaces pour limiter leur prolifération.

La présence de *Staphylococcus* spp. sous forme de cocci en amas est typique et bien documentée, notamment dans les environnements de manipulation alimentaire, où ces bactéries peuvent survivre sur les surfaces et contaminer la viande au cours des étapes de transformation (Le Loir et al., 2003). Leur détection dans différentes parties de la carcasse souligne l'importance du respect des conditions d'hygiène tout au long de la chaîne de production avicole.

IV.141. Pré-identification de *Escherichia coli*

La présence d'*Escherichia coli* dans certaines parties de la volaille, notamment l'aile et le blanc, pourrait être attribuée à une contamination croisée lors de l'abattage, du plumage ou de la découpe, où les bactéries fécales peuvent entrer en contact avec la surface de la carcasse (Mead, 2004). L'absence d'*E. coli* dans la cuisse peut être liée à une exposition moindre à la contamination externe ou à une manipulation plus hygiénique de cette partie lors du traitement.

Le test sur TBX est particulièrement fiable pour l'identification des *E. coli* β -glucuronidase positives grâce à la présence du substrat chromogène (X-glucuronide), qui produit des colonies bleu-vert (ISO 16649-2, 2001). Ces résultats confirment l'importance de contrôler chaque partie de la volaille individuellement, car la contamination peut varier selon la localisation anatomique (Jahan et al., 2012).

Les différences observées pourraient aussi dépendre de la nature du tissu musculaire, de son pH, ou de la rétention d'humidité, qui influencent la croissance bactérienne (Hinton et al., 2002).

IV.142. Pré-identification de *Staphylococcus aureus*

Le test de la catalase a révélé des résultats positifs pour l'ensemble des souches isolées, caractérisés par une effervescence immédiate à la suite de l'ajout de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂). Ce phénomène indique la présence de l'enzyme catalase, capable de dégrader le H₂O₂ en eau et en oxygène, produisant ainsi des bulles visibles. Ce résultat est en accord avec les caractéristiques biochimiques des bactéries du genre *Staphylococcus*, notamment *Staphylococcus aureus*, qui sont classiquement catalase positives (Quinn et al., 2011).

La positivité de ce test permet d'exclure les genres comme *Streptococcus* et *Enterococcus*, généralement catalase négative, ce qui oriente davantage l'identification vers des cocci à Gram positif catalase positifs, renforçant l'hypothèse d'un *staphylocoque*. Néanmoins, ce test ne permet pas à lui seul de différencier les espèces au sein du genre *Staphylococcus*, d'où l'importance de le compléter par d'autres tests biochimiques, tels que celui de la coagulase (Koneman et al., 2006).

Le test de la coagulase, utilisé comme critère de différenciation majeur entre *Staphylococcus aureus* (coagulase positive) et les autres espèces de staphylocoques (coagulase négative), a également donné un résultat négatif. L'absence de coagulation du plasma après 24 heures d'incubation renforce l'hypothèse selon laquelle les souches isolées n'appartiennent pas

à *S. aureus*, ou qu'elles sont potentiellement des souches coagulase-négatives comme *S. epidermidis*, fréquemment présentes dans la flore cutanée (**Becker et al., 2014**).

Ces deux résultats conjoints orientent donc vers l'exclusion de *S. aureus* dans les échantillons testés. Toutefois, il serait pertinent de compléter cette pré-identification par d'autres méthodes confirmatoires, telles que la PCR ciblant le gène *nuc* spécifique à *S. aureus* ou l'identification MALDI-TOF MS, afin de consolider ces observations (**Velasco et al., 2005**).

Conclusion

Conclusion

Cette étude microbiologique des carcasses de poulets commercialisées à Ouargla met en évidence une contamination bactérienne significative, révélant des lacunes dans les pratiques d'hygiène tout au long de la chaîne de production avicole.

Les résultats indiquent des charges élevées en flore mésophile aérobie totale, notamment dans les échantillons provenant de Sétif, avec des valeurs moyennes atteignant $24,65 \pm 12,74 10^4 \text{ ufc/cm}^2$. De telles concentrations dépassent largement les seuils critiques établis par l'ICMSF de l'ordre de 5 à $6 10^4 \text{ ufc/cm}^2$, signalant une altération de cette viande et un risque potentiel pour la santé des consommateurs. Ces niveaux élevés suggèrent des défaillances dans la chaîne de froid, des conditions de stockage inadéquates ou des manipulations prolongées à température ambiante.

La présence de coliformes totaux et fécaux, particulièrement élevée dans les échantillons de Sétif avec des moyennes respectives de $(8,63 \pm 4,61 10^4 \text{ ufc/cm}^2$ et $5,85 \pm 1,90 10^4 \text{ ufc/cm}^2$), reflète une contamination d'origine fécale. Cette situation peut résulter d'un rinçage insuffisant post-éviscération ou de l'utilisation d'équipements souillés. La viande de Batna présente également des charges élevées, notamment sur les cuisses ($5,81 \pm 2,39 10^4 \text{ ufc/cm}^2$; $4,87 \pm 1,21 10^4 \text{ ufc/cm}^2$), tandis que celle de Biskra montre une contamination modérée ($3,66 \pm 1,21 10^4 \text{ ufc/cm}^2$; $5,66 \pm 0,70 10^4 \text{ ufc/cm}^2$).

La détection de Staphylocoques notamment sur les blancs de poulets provenant de Biskra $7,5 \pm 3,04 10^4 \text{ ufc/cm}^2$, suggère une contamination d'origine humaine, probablement due à une hygiène insuffisante du personnel (absence de gants, masques). La manipulation fréquente et directe des blancs pourrait expliquer leur forte contamination. Bien que les tests de coagulase aient été négatifs, indiquant l'absence de *S. aureus*, la présence de staphylocoques à coagulase négatifs reste préoccupante en raison de leur capacité à former des biofilms résistants sur les surfaces, compliquant ainsi les procédures de désinfection.

La présence de *Salmonella* spp. avec des concentrations respectives de $9,09 \pm 4,11 10^4 \text{ ufc/cm}^2$; $5,32 \pm 2,63 10^4 \text{ ufc/cm}^2$ et $3,35 \pm 1,39 10^4 \text{ ufc/cm}^2$ dans les viandes issues de Sétif, Batna et Biskra, reste une source de préoccupation sanitaire. Certaines souches atypiques, incapables de produire du sulfure d'hydrogène (H₂S), peuvent échapper à la détection par les méthodes classiques, ce qui accroît le risque de toxi-infections alimentaires. Cette situation met en évidence l'importance d'adopter.

des techniques de détection plus sensibles et spécifiques, capables d'identifier efficacement ces variants atypiques.

Les analyses microscopiques ont révélé la présence de cocci à Gram positif en amas, caractéristiques de *Staphylococcus spp.*, et de bacilles à Gram négatif, suggérant une appartenance au genre *Pseudomonas spp.* Les tests biochimiques, tels que ceux de la catalase et de la coagulase, ont permis de différencier les espèces isolées, bien que des méthodes confirmatoires supplémentaires, comme la PCR ciblant le gène *nuc* spécifique à *S. aureus*, soient recommandées pour une identification précise.

Cette étude met en évidence une contamination bactérienne multifactorielle des carcasses de poulets commercialisées à Ouargla, impliquant des germes indicateurs d'hygiène, des pathogènes potentiels et des flores d'altération. Les résultats soulignent l'urgence d'une révision des pratiques d'abattage, de manipulation, de nettoyage et de stockage pour garantir la sécurité microbiologique des produits avicoles. Une formation adéquate du personnel, le respect strict des bonnes pratiques d'hygiène et un contrôle rigoureux de la chaîne de froid sont essentiels pour améliorer la qualité sanitaire des viandes de volaille destinées à la consommation.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. Abasht, B., Mutryn, M. F., Michalek, R. D., & Lee, W. R. (2016). Oxidative stress and metabolic perturbations in wooden breast disorder in chickens. *PLoS One*, 11(4), e0153750.
2. Aboukheir, S., & Kilbertus, G. (1974). Fréquence des levures dans les denrées alimentaires à base de viande. *Annales de Nutrition et d'Alimentation*, 28, 539–547.
3. Agence Ecofin. (2025). Algérie : le gouvernement autorise l'importation de 400 000 poules pondeuses par mois depuis l'Espagne. Récupéré de agenceecofin.com
4. Agri Mutuel. (2023). Production, consommation et échanges de viandes de volailles dans le monde. Récupéré sur agri-mutuel.com
5. Allain, S. (2023). Maîtrise de l'hygiène et de la sécurité des viandes et produits carnés en circuits courts : construction d'une grille d'audit et enquête auprès d'ateliers de production. Thèse de doctorat vétérinaire, Oniris - École Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation.
6. Alvarado, C. Z., & McKee, S. R. (2007). *Marination to Improve Functional Properties and Safety of Poultry Meat*. In *Poultry Meat Processing* (pp. 257-283). CRC Press.
7. Andjongo, (2006). Etude de la contamination des surfaces dans les Industries de transformation des produits de la Pêche au Sénégal : cas de la pirogue bleue. Mémoire de Magister en médecine vétérinaire, p 29-30.
8. Andjongo. (2006). Étude de la contamination des surfaces dans les industries de transformation des produits de la pêche au Sénégal : cas de la pirogue bleue (Mémoire de Magister en médecine vétérinaire, pp. 29–30).
9. Argudín, M. A., Mendoza, M. C., & Rodicio, M. R. (2010). Food poisoning and *Staphylococcus aureus* enterotoxins. *Toxins*, 2(7), 1751-1773. <https://doi.org/10.3390/toxins2071751>
10. Becker, K., Heilmann, C., & Peters, G. (2014). Coagulase-negative staphylococci. *Clinical Microbiology Reviews*, 27(4), 870–926.
11. Benabdeljelil, K., & Tmim, M. (2021). Poultry production in Algeria: Current situation and future prospects. *World's Poultry Science Journal*, Cambridge University Press. Retrieved from <https://www.cambridge.org/core/journals/world-s-poultry-science-journal/article/abs/poultry-production-in-algeria-current-situation-and-future-prospects/B0E31BD81859A346D478E50FCC058FEF>

12. Berri, C., Le Bihan-Duval, E., & Debut, M. (2018). Poultry meat quality: Factors influencing muscle growth and characteristics. *World's Poultry Science Journal*, 74(2), 265-278.
13. BESSET, P., LÉONARD, D., & CAILLAUD, C. (2000). *Microbiologie des aliments : Pathogènes et contamination*. Paris : Masson.
14. Blood. (1969). Food hygiene. *Food Processing In Goudiaby* (25), pp. 37–40.
15. Boerboom, G., van Kempen, T., Meijer, L., & Hendriks, W. (2017). Energy metabolism and myopathies in broilers : A review. *Animal*, 11(9), 1552-1561.
16. Bogosavljević-Boskovic, S., Mitrovic, S., Djokovic, R., Doskovic, V., & Djermanovic, V. (2010). Chemical composition of chicken meat produced in extensive indoor and free-range rearing systems. *African Journal of Biotechnology*, 9(53), 9069-9075.
17. BOHAYCHUK, V., et al. (2009). *Food hygiene and safety*. Oxford: Wiley-Blackwell.
18. Boler, D.D., & Woerner, D.R. (2017). What is meat? A perspective from the American Meat Science Association. *Animal Frontiers*, 7(4), 8-11.
19. BONNEFOY, C. (2002). *Microbiologie et qualité dans les industries agro-alimentaires*. France : DOIN, 248 p.
20. Bouanane, A., Khelifa, S., & Sidi Ali, H. (2017). Etude de la contamination microbiologique de la viande de poulet dans la ville d'Alger. *Journal of Food Safety and Hygiene*, 5(2), 78-85.
21. Boubendir, S. (2019). Évaluation des pratiques d'élevage et leur impact sur la contamination des volailles par *Salmonella* spp. [Mémoire de maîtrise, Université de Montréal]. Papyrus. Disponible sur https://papyrus.bib.umontreal.ca/xmlui/bitstream/handle/1866/22610/Boubendir_Selmane_2019_Memoire.pdf?isAllowed=y&sequence=2
22. Boudechicha H-R (2014). KhliiaEzir, un produit carné traditionnel Algérien : préparation, caractérisation microbiologique, physico-chimique et sensorielle, Mémoire de Magister, Université de Constantine 1, p 135.
23. Bouhaya, L., & Cheraf, F. (2009). Analyse microbiologique de la viande rouge congelée dans la wilaya de Blida (Mémoire de master, Université Saad Dahleb, Faculté des Sciences Agrovétérinaires et Biologiques, Blida). p. 23.
24. Bouhaya, L., & Cheraf, F. (2009). Analyse microbiologique de la viande rouge congelée dans la wilaya de Blida (Mémoire de master en microbiologie). Université Saad Dahlab, Blida.

25. Bourabah, A., Boughrara, N., & Elouardi, M. (2016). Prévalence de Salmonella spp. dans les élevages de poulets de chair à Meknès (Maroc). Cahiers Agricultures, 25(3), 1-8. Disponible sur https://www.cahiersagricultures.fr/fr/articles/cagri/full_html/2016/03/cagri160054/cagri160054.html
26. BOURGEOIS, C., & LEVEAU, J. (1991). La microbiologie des produits alimentaires. Paris : Masson.
27. Brenes, A., and E. Roura. 2010. Essential oils in poultry nutrition: Main effects and modes of action. Anim. Feed Sci. Technol. 158:1– 14.
28. Cabral, J.P.S. (2010). Water microbiology: Bacterial pathogens and water. Int. J. Environ. Res. Public Health.
29. Cartier, P. (2004). Points de repères en matière de qualité microbiologique des viandes bovines. Institut de l'Élevage (I. MOËVI), p. 175.
30. Cartier, P. (2007). Le point sur la qualité des carcasses et des viandes de gros bovins (Compte rendu final n° 17 05 32 022). Service Qualité des Viandes, Département Techniques d'Élevage et Qualité, pp. 12, 58.
31. CIWF France. (2023). Qualité de la viande : enjeux actuels dans la filière poulet de chair.
32. Codex Alimentarius. (2020). General standard for the labeling of prepackaged foods (CXS 1-1985). FAO/WHO. Retrieved from <https://www.fao.org/fao-who-codexalimentarius>
33. Commission européenne. (2019). Agricultural production – livestock statistics. Eurostat. <https://ec.europa.eu/eurostat>
34. Commission européenne. (2019). Agricultural production – livestock statistics. Eurostat. <https://ec.europa.eu/eurostat>
35. Cortinas, L., C. Villaverde, J. Galobart, M. D. Baucells, R. Codony, and A. C. Barroeta. 2004. Fatty acid content in chicken thigh and breast as affected by dietary polyunsaturation level. Poult. Sci. 83:1155–1164.
36. Crump, J.A. & Wain, J. (2017). The global burden of typhoid and paratyphoid fevers. NCBI.
37. Cuq J. L., (2007) a-Microbiologie Alimentaire : Les relations microorganismes /aliments / consommateurs, Département Sciences et Technologies des Industries Alimentaires 4ème année. Université Montpellier II Sciences et Techniques du Languedoc. p 2 - 17.

38. Dal Bosco, A., C. Mugnai, S. Ruggeri, S. Mattioli, and C. Castellini. 2012. Fatty acid composition of meat and estimated indices of lipid metabolism in different poultry genotypes reared under organic system. *Poult. Sci.* 91:2039–2045.
39. DAUBE, G., & GHAFIR, Y. (2007). *Bactéries pathogènes et sécurité alimentaire*. Paris : Lavoisier.
40. del Puerto, M., M. C. Cabrera, and A. Saadoun. 2017. A note on fatty acids profile of meat from broiler chickens supplemented with inorganic or organic selenium. *Int. J. Food Sci.* 1–8. doi:10.1155/2017/7613069.
41. Deman C, 2016. Perspectives de marché et compétitivité des filières avicoles mondiales et européennes.16ème Journée Productions porcines et avicoles. ITAVI. P 92-98
42. Derbal, S., & Hanfer, M. (2024). Biofilm production and acetic acid sensitivity of *Staphylococcus aureus* and *Escherichia coli* isolated from poultry slaughterhouse environment, broiler carcasses and offal in Algeria. *Meat Technology*, 65(2), 113–129. <https://doi.org/10.18485/meattech.2024.65.2.5>
43. Dikeman, M.E., & Keeton, J.T. (2017). ‘Red’ and ‘white’ meats—terms that lead to confusion. *Animal Frontiers*, 7(4), 29-33.
44. Djeflal, S., Mamache, B., Elgroud, R., Hireche, S., & Bouaziz, O. (2018). Prevalence and risk factors for *Salmonella* spp. contamination in broiler chicken farms and slaughterhouses in the northeast of Algeria. *Veterinary World*, 11(8), 1102–1108. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2018.1102-1108>
45. Duchêne, C., Santé-Lhoutellier, V., & Berri, C. (2016). Valeurs nutritionnelles des viandes. *Viandes & Produits Carnés*, 32(5).
46. Eco Times. (2023). Filière avicole : La production nationale de viande blanche en nette évolution. Récupéré de ecotimesdz.com
47. Edberg, S. C., Rice, E. W., Karlin, R. J., & Allen, M. J. (2000). *Escherichia coli*: The best biological drinking water indicator for public health protection. *Journal of Applied Microbiology*, 88(S1), 106S–116S.
48. Ercolini, D., Russo, F., Torrieri, E., Masi, P., Villani, F. (2006). Changes in the spoilage-related microbiota of beef during refrigerated storage under different packaging conditions. *Applied and Environmental Microbiology*, 72(7), 4663–4671.
49. Eurostat. 2015. Meat production statistics. Retrieved Nov. 21, 2017. [http://ec.europa.eu/eurostat/statistics-explained/index.php/Meat production statistics](http://ec.europa.eu/eurostat/statistics-explained/index.php/Meat_production_statistics).

50. FAO. (1994). Hygiene of meat processing: Principles and guidelines. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
51. FAO. (2010). Importance de la volaille dans l'alimentation mondiale.
52. FAO. (2014). Classement des plus grands producteurs de volaille.
53. FAO. (2015). Poultry production and the environment – A review. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
54. FAO. (2015). Répartition géographique de la production avicole.
55. FAO. (2017). Slaughterhouses. Retrieved from <http://www.fao.org/WAIRDOCS/LEAD/X6114E/x6114e04.htm#b2--2.2.%20Poultry%20slaughtering%20process>
56. FAO. (2019). Évolution de la production mondiale de volaille.
57. FAO. (2020). Meat hygiene manual. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://www.fao.org>
58. FAO. (2023). World Meat Production Trends. Récupéré sur <https://openknowledge.fao.org>.
59. FAO/OMS. (2001). Organically Produced Foods. Codex Alimentarius Commission, Joint FAO/WHO Food Standards Programme, Rome, Italy, 73 p. [On line]. [2012/02/09]. <URL: <http://www.fao.org/DOCREP/005/Y2772E/Y2772E00.HTM#Contents>.
60. FAO/OMS. (2001). Organically Produced Foods. Codex Alimentarius Commission, Rome. <http://www.fao.org/docrep/005/y2772e/y2772e00.htm>
61. FAOSTAT. (2021). Poultry meat consumption per capita in Algeria. Helgi Library. Retrieved from <https://www.helgilibrary.com/indicators/poultry-meat-consumption-per-capita/algeria>
62. Feig, M., Yu, T., Wang, J. (2007). Use of selective media for detection of Pseudomonas in food. *Journal of Microbiological Methods*, 70(1), 78–82.
63. Food and Agriculture Organization (FAO). (2021). Hazard analysis and critical control point (HACCP) system and guidelines for its application. FAO/WHO. Retrieved from <https://www.fao.org>
64. Fournaud, J. (1982). Types de germes rencontrés aux différents stades de la filière. In *Hygiène et technologie de la viande fraîche* (pp. 109–119). Édition du CNRS.
65. France Agri Mer., 2012. Le commerce international de viande de volailles, de fortes mutations au cours de la dernière décennie.
66. GHAFIR, Y., et al. (2007). Bactéries pathogènes et sécurité alimentaire. Paris : Lavoisier.

67. GHAFIR, Y., et al. (2008). Contamination des aliments et gestion de la sécurité. Bruxelles : Éditions Université.
68. Gibbs, R. A., C. Rymer, and D. I. Givens. 2013. Fatty acid composition of cooked chicken meat and chicken meat products as influenced by price range at retail. *Food Chem.* 138:1749–1756.
69. Givens, D. I., R. A. Gibbs, C. Rymer, and R. H. Brown. 2011. Effect of intensive vs. free range production on the fat and fatty acid composition of whole birds and edible portions of retail chickens in the UK. *Food Chem.* 127:1549–1554.
70. Gomez-Aldapa, C. A., Díaz-Magaña, A., & González-Andrade, M. (2021). Salmonella : Características, patogenicidad y métodos de detección. *Revista Científica Multidisciplinaria*, 5(1), 45–60.
71. Gomez-Lozano, M., Marvig, R. L., Molin, S., & Long, K. S. (2014). Genome-wide identification of novel small RNAs in *Pseudomonas aeruginosa*. *Environmental Microbiology*, 16(1), 70–85. <https://doi.org/10.1111/1462-2920.12291>
72. Goudiaby. (2005). Contribution à l'étude de la contamination superficielle des carcasses ovines aux abattoirs (Mémoire de diplôme d'études approfondies en Productions animales, p. 5).
73. Guergueb, N., Alloui, N., Ayachi, A., Aoun, L., & Chachoua, I. (2020). Factors associated with bacterial contamination of poultry meat at butcher shops in Biskra, Algeria. *Veterinarska Stanica*, 52(4), 325–336.
74. Guerrero-Legarreta, I. (Ed.). (2010). Handbook of poultry science and technology: Primary processing (Vol. 1). John Wiley & Sons. <https://content.e-bookshelf.de/media/reading/L-574011-ef49523a38.pdf>
75. Guiraud J.P. (2003). Microbiologie alimentaire. Dunod-RIA, 696 Limsowtin G.K.Y., Broome M.C., powell I.B. Lacticacid bacteria, taxonomy. In *Encyclopedia of Dairy Sciences*. Roginski H. Oxford, Elsevier. 2004, 1470-1478.
76. GUIRAUD, J. (2003). Les bactéries en alimentation. Paris : Dunod.
77. GUIRAUD, J-P. (1998). Microbiologie alimentaire. France : Dunod, 658 p.
78. Hadlock, & Schipper. (1974). Schimmelplize und Fleisch. In *Hygiène et technologie de la viande fraîche* (pp. 105–108). Édition du CNRS.
79. Hamad B., (2009) -Contribution à l'étude de la contamination superficielle bactérienne et fongique des carcasses camelines au niveau de l'abattoir d'EL-OUED. Mémoire de Magister en médecine vétérinaire. p 29-30.

80. Hinton, A., Jr., Ingram, K. D., & Slavik, M. F. (2002). Influence of carcass surface pH on the attachment of *Salmonella typhimurium* to poultry skin. *Poultry Science*, 81(9), 1400–1405.
81. Hui, Y. H., & Sherkat, F. (2010). *Chemical Composition of Poultry Meat*. In *Handbook of Food Science, Technology, and Engineering* (Vol. 1, pp. 39-1–39-14). CRC Press.
82. Humbert, F. (2015, 27 octobre). Volaille, porc, bœuf : 7 points clés pour réduire les risques de contamination. Que Choisir. <https://www.quechoisir.org/conseils-volaille-porc-boeuf-7-points-cles-pour-reduire-les-risques-de-contamination-n5063/#antibiotiques-le-campylobacter-fait-de-la-resistance>
83. Humbert, F., & Salvat, G. (1997). Risques de transmission des salmonelles en aviculture : détection et prévention en Europe. *Revue Scientifique et Technique de l'Office International des Epizooties*, 16(1), 83–91.
84. Humphrey, T. J., Mead, G. C., & Rowe, B. (1988). Poultry meat as a source of human salmonellosis in England and Wales. *Epidemiology and Infection*, 100(1), 175–184. <https://doi.org/10.1017/S0950268800069287>
85. ICMSF (2005). *Microorganisms in Foods 6: Microbial Ecology of Food Commodities*. Springer.
86. ICMSF (International Commission on Microbiological Specifications for Foods). (2002). *Microorganisms in Foods 7: Microbiological Testing in Food Safety Management*. Kluwer Academic / Plenum Publishers.
87. ISO 16649-2. (2001). *Microbiology of food and animal feeding stuffs — Horizontal method for the enumeration of β -glucuronidase-positive *Escherichia coli* — Part 2: Colony-count technique at 44 °C using 5-bromo-4-chloro-3-indolyl β -D-glucuronide*. International Organization for Standardization.
88. Jahan, M., Rahman, M., Parvej, M. S., Chowdhury, S., Haque, M. E., & Talukder, M. A. (2012). Isolation and characterization of *Escherichia coli* from raw chicken meat sold in open markets in Bangladesh. *Journal of Advanced Veterinary and Animal Research*, 1(1), 21-26.
89. Jay, J. M. (2000). *Modern Food Microbiology* (6th ed.). Aspen Publishers.
90. Jay, J. M., Loessner, M. J., Golden, D. A. (2005). *Modern Food Microbiology* (7th ed.). Springer Science+Business Media.
91. Jung, S., J. H. Choe, B. Kim, H. Yun, Z. A. Kruk, and C. Jo. 2010. Effect of dietary mixture of gallic acid and linoleic acid on antioxidative potential and quality of breast meat from broilers. *Meat Sci*. 86:520–526.

92. Kherfallah, M., Boukhalfa, H., & Ait Hacine, H. (2018). Évaluation de la contamination microbiologique des carcasses de poulet dans les boucheries d'Alger. *Revue des Sciences Alimentaires*, 16(1), 45-51.
93. Koneman, E. W., Allen, S. D., Janda, W. M., Schreckenberger, P. C., & Winn, W. C. (2006). *Color Atlas and Textbook of Diagnostic Microbiology* (6th ed.). Lippincott Williams & Wilkins.
94. Kuttappan, V. A., Brewer, V. B., Apple, J. K., Waldroup, P. W., & Owens, C. M. (2013a). Influence of growth rate on the occurrence of white striping and wooden breast in broiler chickens. *Poultry Science*, 92(4), 1257-1265.
95. Kuttappan, V. A., Hargis, B. M., & Owens, C. M. (2013c). White striping and wooden breast myopathies in broiler chickens: A review. *World's Poultry Science Journal*, 69(3), 417-428.
96. Laisney, M. J., & Colin, P. (1993). Évaluation du niveau de contamination des carcasses de volailles par *Campylobacter* spp. Huitième colloque de la Société Française de Microbiologie, 28–29 avril 1993, Paris.
97. Lawrie, R. A., & Ledward, D. A. (2006). *Lawrie's Meat Science* (7th ed.). Woodhead Publishing.
98. Le Point Vétérinaire. (s.d.). Facteurs de risque de contamination de la viande de poulet par *Campylobacter* à l'abattoir. La Semaine Vétérinaire. Disponible sur <https://www.lepointveterinaire.fr/publications/la-semaine-veterinaire/article/n-1690/facteurs-de-risque-de-contamination-de-la-viande-de-poulet-par-campylobacter-a-l-abattoir.html>
99. Leclerc, H., Mossel, D. A. A., Edberg, S. C., & Struijk, C. B. (2001). Advances in the bacteriology of the coliform group: their suitability as markers of microbial water safety. *Annual Review of Microbiology*, 55(1), 201–234.
100. Leyral, G., & Vierling, E. (1997). *Microbiologie et toxicologie des aliments* (pp. 54, 55, 81–82). Éditions Doin.
101. Lund, M. N., M. S Hviid, and L. H. Skibsted. 2007. The combined effect of antioxidants and modified atmosphere packaging on protein and lipid oxidation in beef patties during chill storage. *Meat Sci.* 76:226–233.
102. Maghreb Actu. (2025). Production de poulets en Algérie : 2 mesures stratégiques pour dynamiser la filière. Récupéré de maghrebactu.com
103. McNeill, S.H., Belk, K.E., Campbell, W.W., & Gifford, C.L. (2017). Coming to terms: meat's role in a healthful diet. *Animal Frontiers*, 7(4), 34-42.

- 104.** Mead, G. C. (2004). Microbiological analysis of red meat, poultry and game. Woodhead Publishing.
- 105.** Mead, G. C. (Ed.). (2005). Food safety control in the poultry industry. Woodhead Publishing. https://books.google.com/books/about/Food_Safety_Control_in_the_Poultry_Industry.html?id=TQakAgAAQBAJ
- 106.** Mebkhout, Y., Hamadouche, M., & Bensoltane, S. (2021). Qualité microbiologique de la viande de volaille en Algérie : Risques et prévention. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. Disponible sur dspace.ummo.dz.
- 107.** Mellouli, F., Ben Salah, S., & Chaouachi, B. (2019). Contamination bactérienne de la viande de volaille dans les boucheries de Tunis : Une étude de prévalence. *Annals of Veterinary Research*, 19(4), 105-110.
- 108.** Morisetti, M. (1971). Public health aspect of food processing. In *Hygiène et technologie de la viande fraîche* (pp. 105–108). Édition du CNRS.
- 109.** 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>
- 110.** NEUMANN, W., HALL, D., & GIBSON, M. (1991). Foodborne diseases and their prevention. New York : Wiley.
- 111.** OIE. (2011). Prévention, détection et maîtrise des infections à Salmonella dans les élevages de volailles. Code sanitaire pour les animaux terrestres.
- 112.** Oosterom, J., Notermans, S., Karman, H., & Engels, G. B. (1983). Origin and prevalence of *Campylobacter jejuni* in poultry processing. *Journal of Food Protection*, 46, 319–324.
- 113.** Pathare, G. S., & Naveena, A. K. (Eds.). (2021). *Advances in poultry processing & food safety*. Satish Serial Publishing House. <https://www.satishserial.com/book/9789390425693/advances-in-poultry-processing-food-safety>
- 114.** Petracci, M., Mudalal, S., Babini, E., & Cavani, C. (2013). Effect of white striping on chemical composition and nutritional value of chicken breast meat. *Poultry Science*, 92(6), 1670-1675.
- 115.** Quinn, P. J., Markey, B. K., Leonard, F. C., Fitzpatrick, E. S., Fanning, S., & Hartigan, P. J. (2011). *Veterinary Microbiology and Microbial Disease* (2nd ed.). Wiley-Blackwell.
- 116.** Raji, A. O., Adekeye, J. O., & Kwaga, J. K. P. (2006). Quality assessment of poultry meat sold in Kaduna State, Nigeria. *Nigerian Veterinary Journal*, 27(2), 41–46.

117. Rasschaert, G., De Reu, K., Heyndrickx, M. (2020). Microbiological safety of poultry meat throughout the production chain: from feed to fork. In: Poultry Quality Evaluation (pp. 265–284). Woodhead Publishing. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814263-7.00013-2>
118. Ricke, S. C. (Ed.). (2017). Achieving sustainable production of poultry meat: Volume 1: Safety, quality, and sustainability. Burleigh Dodds Science Publishing. <https://www.taylorfrancis.com/books/edit/10.4324/9781351114127/achieving-sustainable-production-poultry-meat-volume-1-stephen-ricke>
119. Ristic, M., & Damme, K. (2010). *Poultry Meat as Functional Food: Chemical Composition and Nutritional Value*. In *Handbook of Poultry Science and Technology* (Vol. 1, pp. 275-310). Wiley.
120. Rossaint, S., S. Klausmann, and J. Kreyenschmidt. 2015. Effect of high-oxygen and oxygen-free modified atmosphere packaging on the spoilage process of poultry breast fillets. *Poult. Sci.* 94:93–103.
121. Rosset, R. (1982). Les méthodes de décontamination des viandes : traitement divers. In *Hygiène et technologie de la viande fraîche* (pp. 193–202).
122. ROSSET, R., & LAMLOISE, P. (1983). Hygiène de la préparation. Règle générale (pp. 113-121). In *La restauration sociale et commerciale*. Paris : ITSV.
123. Rouger, A., Tresse, O., & Zagorec, M. (2017). Bacterial contaminants of poultry meat: Sources, species, and dynamics. *Microorganisms*, 5(3), 1-14. <https://doi.org/10.3390/microorganisms5030063>
124. ROZIER J. (1990). Comprendre et pratique l'hygiène en cuisine. La cuisine collective. MILLAN : imprimerie Maury.230p.
125. Rozier, J., Carlier, V., & Bolnot, F. (1985). Bases microbiologiques de l'hygiène des aliments. ENVI, Paris, France.
126. Russell, S. M. (2012). Controlling Salmonella in Poultry Production and Processing. CRC Press. <https://doi.org/10.1201/b11519>
127. Rymer, C., and D. I. Givens. 2005. n-3 fatty acid enrichment of edible tissue of poultry: A review. *Lipids* 40:121–130.
128. Salah, M., Benouareth, A., & Messaoudi, F. (2019). Risques de contamination microbiologique dans l'industrie avicole en Algérie : État des lieux et solutions. *Journal of Poultry Research*, 13(2), 78-85.
129. Salvat, G. (1997). Prévention des problèmes de santé publique liés aux produits issus de la filière avicole. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*, 70, 43–46.

130. Schaefer, D., & Arp, T. (2017). Importance of variety meat utilization to the meat industry. *Animal Frontiers*, 7(4), 25-28.
131. Seaman, D.L. (2017). Introduction to the Meat Science Lexicon of the American Meat Science Association. *Animal Frontiers*, 7(4), 5-7.
132. Sihvo, H. K., Immonen, K., & Puolanne, E. (2017). Myodegeneration with fibrosis and regeneration in the pectoralis major muscle of broilers. *Veterinary Pathology*, 54(1), 119-128.
133. Silliker (J-H) et Coll. *Food commodities*, (1980). Vol 2. Londres; New York: Académie Pres, p 997.
134. Simmoos, G., & Byrnes, R. V. (1972). The origin of Salmonella in chickens and chicken carcasses. *Australian Veterinary Journal*, 48(6), 186–189.
135. Sionneau O. (1993). La contamination microbienne superficielle des carcasses des bovins : Origine, prévention et décontamination. Thèse de doctorat vétérinaire de Lyon. p 2-11.
136. Smith, L. C., & Wiesmann, D. (2007). Is food insecurity more severe in South Asia or Sub-Saharan Africa? A comparison of depth and severity of hunger in the two regions. International Food Policy Research Institute.
137. Souto, G., Barbosa, M., & Oliveira, A. (2017). Bacterial contamination in poultry meat and its risk factors: A review. *Food Control*, 80, 95-106.
138. Springer (2005). *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*, Volume 2.
139. Statista. (2021). Livestock production in Algeria by species. Retrieved from <https://www.statista.com/statistics/1187172/livestock-production-in-algeria-by-species>.
140. Statista. (2023). Per capita consumption of meat in Africa by type (2021-2023). Retrieved from <https://www.statista.com/statistics/1290503/per-capita-consumption-of-meat-in-africa-by-type>
141. Sundekilde, U. K., Rasmussen, M. A., Young, J. F., Bertram, H. C., & Nielsen, M. O. (2017). The impact of oxidative stress on muscle composition and functionality in broiler chickens. *Journal of Proteomics*, 150, 29-39.
142. Thomas, C. J., & McMeekin, T. A. (1980). Contamination of broiler carcass skin during commercial processing procedures: An electron microscopy study. *Applied and Environmental Microbiology*, 40, 133–144.
143. Traditions Sarthoise. (2023). Caractéristiques de la viande de poulet. Disponible sur traditionsarthoise.fr.
144. TSA Algérie. (2023). Poulet : les grands défis de la filière avicole en Algérie. Récupéré de www.tsa-algerie.com

- 145.** United States Department of Agriculture. (2010). Compliance guideline for controlling Salmonella and Campylobacter in poultry (3rd ed.). Food Safety and Inspection Service.
- 146.** Van de Giessen, A., Tilburg, J. J., Ritsmeester, W. S., & Van der Plas, J. (1998). Reduction of Campylobacter infections in broiler flocks by application of hygiene measures. *Epidemiology and Infection*, 121(1), 57–66. <https://doi.org/10.1017/S0950268898001116>
- 147.** Velasco, D., del Mar Tomas, M., Cartelle, M., Beceiro, A., Perez, A., Molina, F., ... & Bou, G. (2005). Evaluation of different methods for detecting methicillin (oxacillin) resistance in *Staphylococcus aureus*. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 55(3), 379–382.
- 148.** Venkitanarayanan, K., Thakur, S., & Ricke, S. C. (Eds.). (2019). Food safety in poultry meat production. Springer. <https://link.springer.com/book/10.1007/978-3-030-05011-5>
- 149.** Vierling, L. (2003). Microbiologie alimentaire et hygiène des viandes. Éditions Techniques & Documentation.
- 150.** White, P. L., Baker, A. R., & James, W. O. (1997). Strategies to control Salmonella and Campylobacter in raw poultry products. *Revue Scientifique et Technique de l'Office International des Epizooties*, 16(2), 525–541.
- 151.** Whyte, P., Collins, J. D., McGill, K., Monahan, C., & O'Mahony, H. (2004). The effect of transportation stress on Salmonella shedding in market-age broilers. *Poultry Science*, 83(5), 817–822. <https://doi.org/10.1093/ps/83.5.817>
- 152.** World Health Organization (WHO). (2022). Tackling antimicrobial resistance (AMR) through prudent use of antimicrobials in the food chain. WHO. Retrieved from <https://www.who.int>
- 153.** World Trade Organization (WTO). (2023). Sanitary and phytosanitary (SPS) measures: Ensuring food safety and protecting animal and plant health. Retrieved from <https://www.wto.org>
- 154.** WRAY C. (1975). Survival and spread of pathogenic bacteria of veterinary importance with the environment. *The veterinary bull*, 45: 543-550.
- 155.** Xiao, S., W. G. Zhang, E. J. Lee, C. W. Ma, and D. U. Ahn. 2011. Effects of diet, packaging, and irradiation on protein oxidation, lipid oxidation, and color of raw broiler thigh meat during refrigerated storage. *Poult. Sci.* 90:1348–1357.
- 156.** Yang, D., & Sbili, C. (2000). Isolation and identification of enteropathogenic *Campylobacter* spp. from chicken samples in Taipei. *Journal of Food Protection*, 63, 104–106.

- 157.** Zeghilet N. (2009). Optimisation des paramètres de détection et de quantification des résidus d'antibiotiques de la viande blanche par chromatographie liquide haute performance (HPLC). Thèse de magister en médecine vétérinaire. Constantine. Algérie, p 7-9.
- 158.** Zhang, X., Owens, C.M., & Schilling, M.W. (2017). Meat: the edible flesh from mammals only or does it include poultry, fish, and seafood? *Animal Frontiers*, 7(4), 12-18.
- 159.** Zinedine, A., et al. (2020). La qualité sanitaire des produits carnés en lien avec la flore digestive animale. In *Viande et Produits Carnés*, vol. 36.
- 160.** Zinedine, A., Soriano, J., & Belk, K. (2015). Salmonella and Campylobacter in poultry products: Public health significance. *Food Research International*, 68, 112-118.
- 161.** Joffin, J.N. et Leyral, G. (2006). Microbiologie Technique. Tome 1, Dictionnaire des techniques. Bordeaux: Académie de Bordeaux et CRDP d'Aquitaine.
- 162.** ISO 16649-1: Microbiologie de la chaîne alimentaire - Méthode horizontale pour le dénombrement des *Escherichia coli* β -glucuronidase positives - Partie 1: Technique de comptage des colonies à 44 °C au moyen de membranes et de 5-bromo-4-chloro-3-indolyl B-D-glucuronide.
- 163.** ISO 16649-2: Microbiologie de la chaîne alimentaire - Méthode horizontale pour le dénombrement des *Escherichia coli* β -glucuronidase positives - Partie 2: Technique de comptage des colonies à 44 °C au moyen de 5-bromo-4-chloro-3-indolyl β -D-glucuronide.
- 164.** ISO 16649-3: Microbiologie de la chaîne alimentaire - Méthode horizontale pour le dénombrement des *Escherichia coli* β -glucuronidase positives - Partie 3: Technique du nombre le plus probable utilisant le 5-bromo-4-chloro-3-indolyl B-D-glucuronide.
- 165.** AFNOR. NF EN ISO 7251:2005, Microbiologie des aliments-Méthode horizontale pour la recherche et le dénombrement d'*Escherichia coli* présumés- Technique du nombre le plus probable. Cette norme décrit l'utilisation de l'eau peptonée pour l'enrichissement et la détection de l'indole comme étape de confirmation pour *Escherichia coli* .
- 166.** Mahon, C. R., Lehman, D. C., & Manuselis, G. (2018). *Textbook of Diagnostic Microbiology* (8ème éd.). Elsevier. (Ou éditions antérieures). Ce manuel couvre en détail les méthodes d'isolement, d'identification et les tests biochimiques, y compris le test d'indole et l'utilisation de milieux d'enrichissement.
- 167.** Konerman, E. W., Allen, S. D., Janda, W. M., Schreckenberger, P. C., & Winn, W. C. (2006). *Konerman's Color Atlas and Textbook of Diagnostic Microbiology* (6ème éd.). Lippincott Williams & Wilkins. (Ou éditions antérieures). Un autre ouvrage de référence qui décrit les tests biochimiques pour l'identification bactérienne, y compris le test d'indole.
- 168.** NF EN ISO 6579-1:2017-Microbiologie de la chaîne alimentaire Méthode horizontale pour la recherche, le dénombrement et le sérotypage des *Salmonella*-Partie 1: Méthode horizontale pour la recherche des *Salmonella* spp.

Annexes

Annexe 01 – Matériel utilisé et verreries

Catégorie	Éléments
Verrerie usuelle	Flacons stériles, Tubes à essai stériles, Pipettes Pasteur, Lames, Lamelles
Matériel de laboratoire	Balance électronique, Bec Benzène, Plaque chauffante, Autoclave, Bain-marie
	Boîtes de Pétri, Four Pasteur, Réfrigérateur, Anse de platine
Microscopie	Microscope optique
Réactifs / Colorants	Violet de Gentiane, Fuschine, Éthanol, Eau oxygénée

Annexe 02 – Milieux de culture

1. Gélose standard pour dénombrement (PCA)

Composant	Quantité
Peptone	5 g/l
Extrait de levure	2.5 g/l
Agar	15 g/l
Eau distillée	1000 ml

2. Milieu VRBL (Gélose lactosée billée au cristal violet et rouge neutre)

Composant	Quantité
Peptone	7 g/l
Extrait de levure	3 g/l
Lactose	3 g/l
Sels biliaires	1.5 g/l
Chlorure de sodium	0.5 g/l
Rouge neutre	30 mg/l
Cristal violet	2 mg/l
Agar-agar	12 à 18 g/l
Eau distillée	1000 ml

3. Milieu Chapman

Composant	Quantité
Extrait de viande	3 g/l
Extrait de levure	3 g/l
Tryptone	5 g/l
Peptone bactériologique	10 g/l
Chlorure de sodium	70 g/l
Mannitol	10 g/l
Rouge de phénol	0.05 g/l
Agar	18 g/l

5. Eau physiologique

Composants	Quantité
Chlorure de sodium	9.0 g/l
Eau distillée	1000 ml

6. Eau peptonée

Composants	Quantité
Peptone	15 g/l
Chlorure de sodium	5.0 g/l
Eau distillée	1000 ml

7. L'eau peptonée exempte d'indole

Constituants	Quantité
Peptone de caséine	20 g/L
Sels biliaires N° 3	1,5 g/L
5-bromo-4-chloro-3-indolyl- β -D-glucuronide	144 μ mol/L
Agar	15 g/L
pH final (à 25 °C)	7,2 \pm 0,2

8. TBX

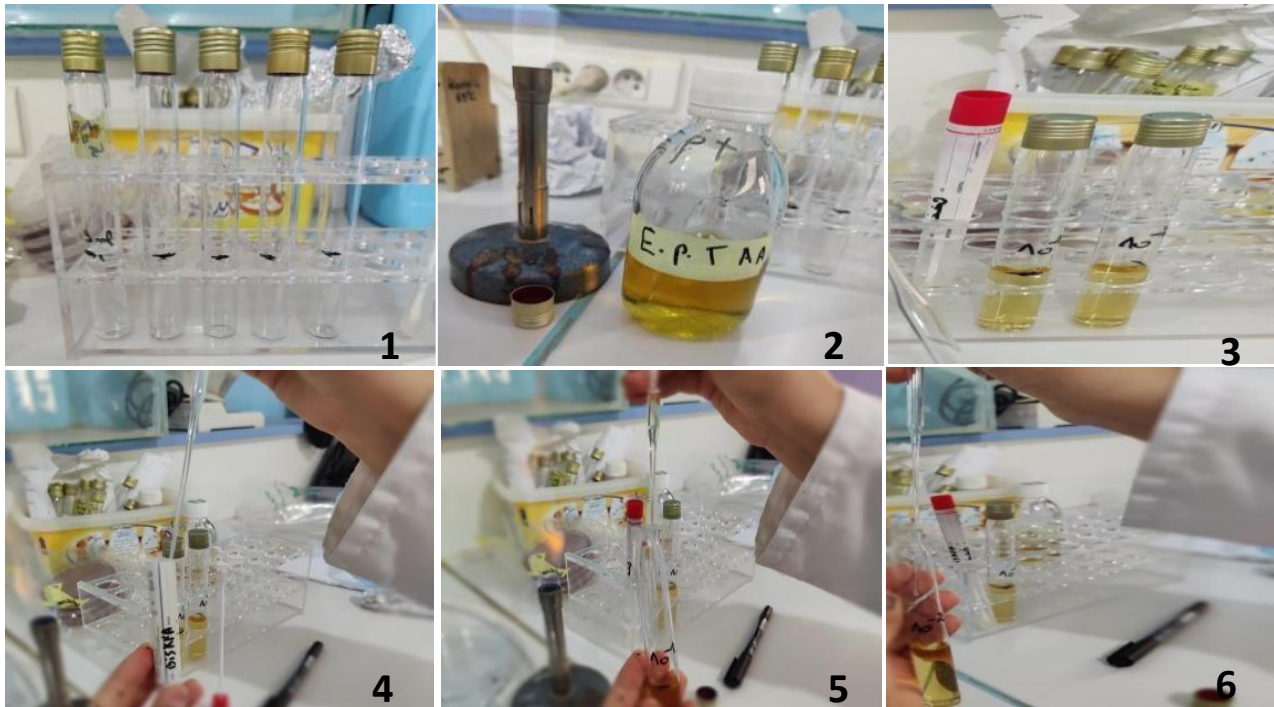
Constituants	Quantité (g/L)
Tryptone	9,0
Chlorure de sodium (NaCl)	5,0
Extrait de levure	1,0
pH final	7,2 \pm 0,2

9. Technique de la coloration de Gram

- Sur une lame, déposer une goutte d'eaux physiologique pour réalise la suspension bactérienne à partir d'une culture pure est étalée en couche mince.
- Après séchage à l'air libre, le frottis est fixé par passage de la lame sur une flamme du bec Bunsen.
- Recouvrir le frotti par quelques gouttes de violet de gentiane et laissez agir pendant 1 minute, puis rincez à l'eau distillée.
- Verser ensuite quelques gouttes de Lugol et laissez agir 30 secondes à 1 minute, puis rincez à l'eau distillée.
- Déposer quelques gouttes d'alcool sur la lame inclinée obliquement, et laissez agir 20 30 secondes. Rincez abondamment avec de l'eau distillée.
- Mettez quelques gouttes de la fuchsine sur le frotti, et laissez agir de 30 secondes à 1 minute, puis lavez doucement à l'eau distillée.
- Séchez à l'au-dessous de la flamme de bec benzène.

- Après séchage, on passe à l'observation microscopique : Observez avec une goutte d'huile à immersion objectif 100 (grossissement $\times 100$).
- Avec cette coloration, les bactéries Gram+ apparaissent en violet foncé tandbactéries Gram- dont colorées en rose ou rouge (**Guirad, 2003**).

Annexe 03 – préparation des dilutions décimales



Les Étapes de préparation des dilutions décimales (photo originale, 2025)

Annexe 04- Les tableaux des défèrent échantillons de chaque site anatomique unité 10^4 UFC/cm².

• Batna

FMAT B	cuisse	aile	blanc
E1	2,27	4,09	1,31
E2	2,89	4,65	1,98
E3	3,55	2,22	1,81

CT B	CUISSE	aile	blanc
E1	5,81	2,54	1,44
E2	4,9	1,23	2,87
E3	1,11	2,55	3,54

CF B	CUISSE	aile	blanc
E1	1,45	1,81	0,99
E2	3,9	2,3	0,62
E3	4,87	2,99	0,43

STAPH B	cuisse	aile	blanc
E1	1,32	1,27	4,68
E2	2,59	3,45	3,33
E3	3,67	3,08	1,53

selmo B	cuisse	aile	blanc
E1	1	0,62	2,25
E2	3,81	5,09	5
E3	3,27	5,32	4,44

• Sétif

FMAT S	cuisse	aile	blanc
E1	1,93	1,94	7,46
E2	4,26	3,26	4,26
E3	3,64	24,65	10,84

CT S	cuisse	aile	blanc
E1	1,18	0,29	7,72
E2	0,64	8,63	0,44
E3	2,35	1,04	0,98

CF S	cuisse	aile	blanc
E1	2,76	4,56	2,04
E2	0,24	3,72	3,85
E3	1,72	1,89	5,85

STAPH S	cuisse	aile	blanc
E1	5,9	0,24	1,33
E2	2,24	1,5	1,88
E3	1,63	1,45	2,59

SALMO S	cuisse	aile	blanc
E1	2,27	3,09	2,27
E2	1,81	9,09	1,68
E3	1,63	1,36	9,09

- Biskra

FMAT B	cuisse	aile	blanc
E1	0,56	2,31	1,72
E2	3,35	3,65	2,12
E3	2,44	4,89	2,99

CT B	cuisse	aile	blanc
E1	2,12	1,36	0,92
E2	2,91	3,19	1,55
E3	1,81	3,66	2,45

CF B	cuisse	aile	blanc
E1	2,37	4,45	3,54
E2	3,02	5,66	2,22
E3	4,78	4,44	3,49

STAPH B	cuisse	aile	blanc	
E1		1,02	2,75	7,5
E2		1,18	2,52	5,75
E3		1,81	1,89	1,57

SAIML B	cuisse	aile	blanc	
E1		0,94	1,81	1
E2		1,03	3,35	1,02
E3		2,21	4,6	2,32

Abstract: Contribution to the evaluation of superficial bacterial contamination of chicken carcasses placed on the market in the commune of Ouargla

Microbiological study of chicken carcasses marketed in Ouargla reveals a concerning multifactorial bacterial contamination. High levels of total aerobic mesophilic flora and coliforms, especially in samples from Sétif ($24.65 \pm 12.74 \cdot 10^4 \text{cfu/cm}^2$; $8.63 \pm 4.61 \cdot 10^4 \text{cfu/cm}^2$ and $5.85 \pm 1.90 \cdot 10^4 \text{cfu/cm}^2$), and Batna (total and fecal coliforms: $5.81 \pm 2.39 \cdot 10^4 \text{cfu/cm}^2$ and $4.87 \pm 1.21 \cdot 10^4 \text{cfu/cm}^2$), indicate deficiencies in hygiene practices post-slaughter and during refrigeration. The detection of coagulase-negative *staphylococci* in breast meat from Biskra suggests human contamination linked to inappropriate handling practices. The sporadic presence of *Salmonella spp.* in meat from Sétif ($9.09 \pm 4.11 \cdot 10^4 \text{cfu/cm}^2$ in meat samples) presents a major health risk, particularly when atypical strains that are difficult to detect are involved. As for *Pseudomonas spp.*, their presence indicates a breakdown in the cold chain, promoting the organoleptic degradation of the meat. Microscopic and biochemical tests allowed differentiation of the isolated flora, but molecular methods are recommended for precise confirmation. This situation calls for urgent improvement in slaughtering, handling, and storage conditions of this type of meat.

Keywords: Surface contamination, poultry carcasses, *Salmonella*, *Pseudomonas*.

المخلص: المساهمة في تقييم التلوث البكتيري السطحي لذبائح الدجاج المعروضة في السوق بولاية ورقلة

كشفت الدراسة الميكروبيولوجية لذبائح الدجاج المُسوَّقة في ورقلة عن تلوث بكتيري متعدد العوامل ومثير للقلق. وتُعكس الأحمال العالية من البكتيريا الهوائية المتوسطة المحبة للحرارة الكلية والقولونيات، وخاصةً في عينات سطيف (24.65 ± 12.74 وحدة 10^4 وحدة 8.63 ± 4.61 وحدة 5.85 ± 1.90 وحدة 10^4 وحدة تشكيل مستعمرة/سم²) وبتانة، من حيث إجمالي البكتيريا القولونية والبرازية (2.39 ± 5.81 وحدة 10^4 وحدة تشكيل مستعمرة/سم²) و 4.87 ± 1.21 وحدة 10^4 وحدة تشكيل مستعمرة/سم²)، فصورًا في النظافة بعد الذبح وأثناء التبريد. ويشير اكتشاف المكورات العنقودية سلبية التخثر على اللحوم البيضاء من بسكرة إلى تلوث بشري مرتبط بممارسات مناولة غير سليمة. يُشكل التواجد المتقطع لبكتيريا السالمونيلا في لحوم ولاية سطيف (4.11 ± 9.09 وحدة 10^4cfu/cm^2) خطرًا صحيًا جسيمًا، خاصةً في حالة السلالات غير النمطية التي يصعب اكتشافها. أما بالنسبة لبكتيريا الزائفة الزنجارية، فإن وجودها يُشير إلى انقطاع في سلسلة التبريد، مما يُعزز التدهور الحسي للحوم. وقد أتاحت الاختبارات المجهرية والكيميائية الحيوية التمييز بين البكتيريا المعزولة، ولكن يُوصى بالطرق الجزيئية للتأكيد الدقيق. يتطلب هذا الوضع تحسينًا عاجلاً في ظروف الذبح والتداول والتخزين لهذا النوع من اللحوم.

الكلمات المفتاحية: التلوث السطحي، جنث الدواجن، السالمونيلا، الزوائف (*Pseudomonas*)

Résumé : Contribution à l'évaluation de la contamination bactérienne superficielle des carcasses de poulet mises sur le marché de la commune de Ouargla

L'étude microbiologique des carcasses de poulets commercialisées à Ouargla révèle une contamination bactérienne multifactorielle préoccupante. Les charges élevées en flore mésophile aérobie totale et en coliformes, particulièrement dans les échantillons de Sétif ($24,65 \pm 12,74 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$; $8,63 \pm 4,61 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$ et $5,85 \pm 1,90 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$) et Batna en coliformes totaux et fécaux ($5,81 \pm 2,39 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$ et $4,87 \pm 1,21 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$), traduisent des insuffisances dans l'hygiène post-abattage et lors de la réfrigération. La détection de staphylocoques coagulase-négatifs sur les blancs de Biskra suggère une contamination humaine liée à des pratiques de manipulation inappropriées. La présence sporadique de Salmonelles Sur la viande provenant de wilaya de Sétif $9,09 \pm 4,11 \cdot 10^4 \text{ufc/cm}^2$ poses un risque sanitaire majeur, surtout en cas de souches atypiques difficilement détectables. Quant aux *Pseudomonas spp.*, leur présence traduit une rupture de la chaîne de froid, favorisant l'altération organoleptique de la viande. Les tests microscopiques et biochimiques ont permis de différencier les flores isolées, mais des méthodes moléculaires sont recommandées pour une confirmation précise. Cette situation impose une amélioration urgente des conditions d'abattage, de manutention et de stockage de ce type de viande.

Mots clés : Contamination superficielle, carcasses de volailles, Salmonelles *Pseudomonas*.