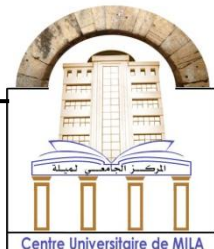


الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de L'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



N° Ref :.....

Centre Universitaire Abdelhafid BOUSSOUF- Mila

Institut des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences Biologiques et Agricoles

Mémoire préparé en vue de l'obtention du diplôme de

Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Thème :

Surveillance de *Salmonella* spp. dans la viande blanche vendue à

Mila : Détection et résistance aux antibiotiques

Présenté par :

➤ DIB ZEYNEB

Devant le jury :

Dr. BOUTELLAA Saber	MCA Centre universitaire-Mila	Président
Dr. AYAD Wissem	MCA Centre universitaire-Mila	Examineur
Dr. NOUCHI Siham	MCA Centre universitaire-Mila	Promoteur

Année Universitaire : 2024/2025

****REMERCIEMENTS****

D'abord nous remercions Dieu le tout puissant de
Nous avoir donné courage, santé, souffle et patience pour accomplir ce travail.

Un merci très spécial à nos chers parents pour leur Aide,
Soutient et encouragements que Dieu les garde en bonne santé.

Nous remercions vivement **Dr Nouichi Siham**
Pour sa disponibilité et toutes les connaissances
Qu'elle nous a transmises, Pour la qualité de son encadrement exceptionnel et
les interventions enrichissantes et encourageantes qu'elle
Nous avons accordées au cours de ce travail.

Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury :
Dr AYAD Wissem pour l'intérêt qu'elle a porté à notre recherche en acceptant
D'examiner notre travail et de l'enrichir par ses propositions.

Dr BOUTELLAA Saber de nous avoir fait le plaisir de présider ce jury.

Nous sommes très honorés de leur présence dans ce jury.
Enfin, nous remercions nos amies et toutes les personnes qui ont

Participé à l'élaboration de ce travail



**** Dédicace ****

❖ C'est grâce à dieu, tout puissant qui m'a donné le courage
Et la Volonté pour achever ce modeste travail que je dédie :

❖ A mon très **cher papa** et ma très **chère maman** qui tiennent
Une place immense dans mon cœur pour leurs Sacrifices,
Leurs soutiens moraux, de leur tendresse, de leurs
Encouragements tout au long de mes études et durant ce
Mémoire, ils m'ont offert tout pour que je réussisse, je
Ne les remercierai jamais assez pour tout ce qu'ils m'ont fait

❖ A mes frères **Abderrahmane et Abdallah**

❖ A ma très chère sœur **Oumaima** pour leur soutien.

❖ A mon enseignante **boudraa wahiba**

J'espère qu'ils sont fiers de moi

« Choubayla Zeyneb_Microbiologiste »



Table des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Résumé

Abstract

ملخص

Introduction générale.....01

Partie bibliographie

Chapitre I : la contamination bactérienne des aliments.....04

1. Généralités.....05

1.1. Définition des contaminants.....05

1.2. Micro-organismes dans les aliments.....05

1.3. Rôle de l'aliment dans la transmission des micro-organismes.....06

2. Origine et voies de contamination microbienne des aliments..... 06

2.1. Origine et nature de la flore microbienne des aliments06

2.1.1. Origine endogène.....06

2.1.2. Origine exogène.....07

2.2. Voies de contamination microbienne des aliments.....07

2.2.1. Matières premières.....08

2.2.2. Matériel.....08

2.2.3. Milieu.....09

2.2.4. Méthodes.....09

2.2.5. Main d'œuvre.....09

3. Principales flores de contamination des aliments.....09

3.1. Flore pathogène.....09

3.2. Flore indicatrice de contamination.....10

3.3. Flore d'altération.....10

4. Facteurs favorisant la prolifération bactérienne dans les aliments10

4.1. Facteurs intrinsèques.....10

4.1.1. Le PH10

4.1.2. Potentiel d'oxydoréduction.....11

4.1.3. Activité de l'eau (AW).....11

4.1.4. Composition chimique de l'aliment.....	11
4.1.5. Agents antimicrobiens naturellement présents dans l'aliments	11
4.2. Facteurs extrinsèques.....	12
4.2.1. Température.....	12
4.2.2. Humidité relative.....	12
4.2.3. Gaz environnants	12
5. Principales bactéries responsables de la contamination alimentaire.....	13
5.1. <i>Staphylococcus aureus</i>	13
5.2. <i>Bacillus cereus</i>	13
5.3. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	13
5.4. <i>Clostridium botulinum</i>	14
5.5. <i>Clostridium perfringens</i>	14
5.6. <i>Campylobacter</i>	14
5.7. <i>Shigella</i>	14
5.8. <i>Yersinia enterocolitica</i>	15
5.9. <i>Escherichia coli</i>	15
5.10. <i>Listeria monocytogenes</i>	15
5.11. <i>Salmonella Spp</i>	16
Chapitre II : Généralités sur les salmonelles.....	17
1. Définition	18
2. Taxonomie nomenclature.....	18
3. Caractéristiques générales	19
3.1. Caractères culturels	20
3.2. Caractères biochimiques	20
3.3. Caractères antigéniques	21
3.3.1 Antigène somatique O.....	22
3.3.2. Antigène flagellaire H.....	22
3.3.3. Antigène de virulence	22
4. Habitat et Réservoirs.....	22
4.1. Réservoirs animaux	22
4.2. Habitat environnemental	23
4.3. Habitat humain.....	23
5. Transmission.....	23
5.1. Transmission alimentaire.....	23
5.2. Transmission par l'eau.....	23

5.3. Transmission interhumaine.....	24
5.4. Transmission par les animaux.....	24
6. Pouvoir pathogène et mécanismes de virulence de <i>Salmonella</i>	24
6.1. Dose infectante et modalités de transmission.....	24
6.2. Pathogénie de l'infection.....	25
6.3. Déterminants de la virulence	25
7. Toxi-infection alimentaire collectives (TIAC).....	26
7.1. Incidence, répartition géographique	26
7.2. Sérovars incriminés.....	26
7.3. Transmission et facteurs de risque.....	27
7.4. Présentation clinique.....	27
8. La résistance aux antibiotiques chez les salmonelles	28

Partie expérimentale

1. Contexte et objectifs de l'étude	30
2. Matériel et méthodes.....	30
2.1. Matériel.....	30
2.1.1. Matériel de prélèvement	30
2.1.2. Matériel d'analyses microbiologiques.....	30
2.2. Méthodes.....	30
2.2.1. Echantillonnage	30
2.2.2. Méthodes d'analyses bactériologiques	31
2.2.2.1. Recherche des salmonelles	31
• Pré-enrichissement	31
• Enrichissement sélectif	31
• L'isolement sur milieu sélectif.....	32
• L'identification des souches isolées.....	33
• Purification des colonies.....	33
• Coloration de Gram	33
• Galerie biochimique classique.....	33
A. Triple Sugar Iron (TSI) : Fermentation des sucres	34
B. Test de réduction des nitrates.....	34
C. Test uréase.....	35
D. Test TDA.....	36
E. test d indole	36

F. Test citrate de Simmons	37
G. Test mannitol mobilité	37
H. Tests RM (Rouge de Méthyle) et VP (Voges-Proskauer).....	39
I. Test LDC.....	41
2.3. Étude de la sensibilité aux antibiotiques.....	41
2.3.1. Préparation de la suspension bactérienne.....	42
2.3.2. Ensemencement de la gélose.....	43
2.3.3. Application des disques d'antibiotiques.....	43
2.3.4. Incubation.....	44
2.3.5. Lecture des résultats.....	44
2.4. Etude de la sensibilité des souches isolées vis-à-vis l'huile essentielle du thym.....	45
2.4.1. Extraction de l'huile essentielle du thym	45
2.4.2. Evaluation de l'activité antibactérienne de l'HE du thym.....	46
2.4.3. Lecture de l'aromatogramme.....	47
3. Résultats et discussion	48
3.1. Prévalence des salmonelles dans les échantillons du poulet.....	48
3.2. Étude de la résistance aux antibiotiques chez les souches isolées	51
3.3. Etude de la sensibilité des souches testées vis-à-vis l'huile essentielle du thym.....	56
Conclusion et perspectives	61
Références bibliographiques	64
Annexe	74

Liste des abréviations

AK : Amikacine

AM : Ampicilline

ATM : Aztréonam

CAFSM : Centre d'Analyse de la Filière des Sciences Médicales

CDC : Centers for Disease Control and Prevention

C : Chloramphénicol

CIP : Ciprofloxacine

CN : Gentamicine

CTX : Céfotaxime

CT : Colistine

EFSA : European Food Safety Authority

EPT : Eau Peptonée Tamponnée

EUCAST : European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing

FAO : Food and Agriculture Organization

H : Heure

H₂S : Hydrogène sulfuré (Hydrosulfure de soufre)

IMP : Imipénème

LDC : Lysine Décarboxylase

LEV : Lévofloxacine

LPS : Lipopolysaccharides

Mg/l : Milligramme par litre

Min : Minute

ml : Millilitre

MKTTn : Milieu Kauffmann Tetrathionate Novobiocine

NA : Acide nalidixique

OMS : Organisation mondiale de la santé

pH : Potentiel Hydrogène

RM : Rouge de Méthyle

TE : Tétracycline

TDA : Tryptophane Désaminase

TIAC : Toxi-infection Alimentaire Collective

TOB : Tobramycine

TSI : Triple Sugar Iron

UV : Ultra-violet

VP : Voges-Proskauer

µl : Microlitre

Liste des figures

Figure 1 : Origine des contaminants dans les aliments.....	07
Figure 2 : Diagramme des causes et des effets d 'Ishikawa appliqué à la contamination des aliments.....	08
Figure 3 : la classification de <i>Salmonella</i>	19
Figure 4 : Illustration schématique de la structure de <i>Salmonella</i>	19
Figure 5 : Préenrichissement dans l'EPT	31
Figure 6 : Enrichissement dans le MKTTn.....	32
Figure 7 : Aspect de colonies suspectes de <i>Salmonella</i> spp. sur milieu Hektoen.....	32
Figure 8 : Aspect microscopique du genre <i>Salmonella</i> après coloration de Gram	33
Figure 9 : Identification des souches isolées par le test TSI	34
Figure 10 : Réaction positive au test de nitrates.....	35
Figure 11 : Test de l'uréase	35
Figure 12 : Test de TDA.....	36
Figure 13 : Test d indole	37
Figure 14 : Test de citrate de Simmons.....	37
Figure 15 : Lecture du teste Mannitol -Mobilité.....	38
Figure 16 : Test de Mannitol -Mobilité effectué sur des souches de <i>Salmonella</i>	38
Figure 17 : Milieu Clark et Lubs	39
Figure 18 : Test RM rouge de méthyle	40
Figure 19 : Test de Vogs- proskauer.....	40
Figure 20 : Test LDC.....	41
Figure 21 : Préparation de la suspension bactérienne.....	43
Figure 22 : Application des disques d'antibiotiques sur la gélose Muller- Hinton.....	43
Figure 23 : Mesure des diamètres d'inhibition autour des disques d'antibiotiques.....	44
Figure 24: Séchage de la partie aérienne du thym.....	45
Figure 25 : Appareil de l'extraction des huiles essentielle (Clevenger)	45
Figure 26 : Huile essentielle du thym.....	46
Figure 27: Etapes de distribution des disques.....	47
Figure 28 : Exemples de zones d'inhibition observées durant cette étude.....	50
Figure 29 : Taux de <i>Salmonella</i> observé dans différentes régions ou pays incluant notre étude menée en Algérie.....	51
Figure 30 : Exemple de résultats de la sensibilité des souches de <i>Salmonella</i> envers l'HE du Thym.....	58

Liste des tableaux

Tableau 01 : Identification biochimique des espèces de <i>Salmonella</i> spp.....	21
Tableau 02 : Différentes molécules d'antibiotique testées.....	42
Tableau 03 : Valeurs critiques des diamètres de zones d'inhibition pour <i>Salmonella</i> selon l'EUCAST, 2024 (pour salmonelles alimentaires).....	44
Tableau 04 : Profil biochimique des souches isolées de <i>Salmonella</i> spp.....	48
Tableau 05 : Résultats complets de l'antibiogramme des 5 souches isolées.....	52
Tableau 06: Taux de résistance des profils de résistance des souches étudiées.....	52
Tableau 07: Sensibilité des souches bactériennes testées vis-à-vis les trois HEs.....	57

Résumé

Cette étude a été menée dans le but de rechercher la présence de *Salmonella* dans des produits carnés d'origine aviaire (poulet haché et abats) commercialisés dans la région de Mila, et d'évaluer le profil de résistance aux antibiotiques des souches isolées. Un total de 60 échantillons a été collecté à partir de 15 points de vente, puis analysé selon les méthodes microbiologiques classiques. Les résultats ont révélé un taux de contamination global de 8,33%, avec cinq échantillons positifs : trois issus du poulet haché (10%) et deux des abats (6,67%).

Les tests de sensibilité aux antibiotiques ont mis en évidence des profils de résistance préoccupants, notamment à l'ampicilline (80%), à la tétracycline (60%), à l'imipénème (100%), à l'acide nalidixique (80%) et à la lévofloxacin (80%). Ces résultats soulignent la présence de souches multirésistantes, représentant un risque potentiel pour la santé publique.

En réponse à cette problématique, l'activité antibactérienne de l'huile essentielle de thym a été évaluée. Celle-ci a montré une forte efficacité contre toutes les souches isolées, avec des zones d'inhibition significatives.

Cette étude met en évidence la nécessité de renforcer les mesures d'hygiène dans les circuits de commercialisation, de rationaliser l'usage des antibiotiques en élevage, et de considérer les alternatives naturelles, comme l'huile essentielle de thym, dans une approche intégrée de lutte contre les agents pathogènes résistants.

Mots-clés : *Salmonella*, volaille, abats, antibiorésistance, huile essentielle, sécurité alimentaire

Abstract

This study was conducted to investigate the presence of *Salmonella* in poultry meat products (minced chicken and offal) sold in the Mila region, and to assess the antibiotic resistance profile of the isolated strains. A total of 60 samples were collected from 15 retail points and analyzed using standard microbiological methods. The results revealed an overall contamination rate of 8.33%, with five positive samples: three from minced chicken (10%) and two from offal (6.67%).

Antibiotic susceptibility testing revealed concerning resistance profiles, particularly to ampicillin (80%), tetracycline (60%), imipenem (100%), nalidixic acid (80%), and levofloxacin (80%). These results highlight the presence of multidrug-resistant strains, posing a potential public health risk.

In response to this issue, the antibacterial activity of thyme essential oil was evaluated. It showed strong effectiveness against all isolated strains, with significant inhibition zones.

This study highlights the need to strengthen hygiene practices throughout the meat distribution chain, to rationalize antibiotic use in livestock, and to consider natural alternatives such as thyme essential oil as part of an integrated approach to control resistant pathogenic agents.

Keywords: *Salmonella*, poultry, offal, antibiotic resistance, essential oil, food safety

الملخص

أُجريت هذه الدراسة بهدف الكشف عن وجود *السالمونيلا* في منتجات لحوم الدواجن (الدجاج المفروم والأحشاء) المعروضة للبيع في منطقة ميله، وتقييم نمط مقاومة السلالات المعزولة للمضادات الحيوية. تم جمع 60 عينة من 15 نقطة بيع، وتحليلها باستخدام الطرق الميكروبيولوجية الكلاسيكية. أظهرت النتائج معدل تلوث إجمالي بلغ 8.33%، مع تسجيل خمس عينات إيجابية: ثلاث من الدجاج المفروم (10%) واثنان من الأحشاء (6.67%). أظهرت اختبارات الحساسية للمضادات الحيوية أنماط مقاومة مقلقة، خاصة تجاه الأمبيسلين (80%)، التتراسيكلين (60%)، الإيميبينيم (100%)، حمض الناليديكسك (80%)، والليفوفلوكساسين (80%). وتشير هذه النتائج إلى وجود سلالات متعددة المقاومة، مما يشكل خطرًا صحيًا محتملاً. استجابةً لهذه الإشكالية، تم تقييم النشاط المضاد للبكتيريا لزيت الزعتر العطري، والذي أظهر فعالية قوية ضد جميع السلالات المعزولة، مع مناطق تثبيط واضحة. تُبرز هذه الدراسة الحاجة إلى تعزيز ممارسات النظافة في سلسلة توزيع اللحوم، وترشيد استخدام المضادات الحيوية في تربية المواشي، والنظر في البدائل الطبيعية مثل زيت الزعتر كجزء من نهج متكامل لمكافحة العوامل الممرضة المقاومة.

الكلمات المفتاحية: السالمونيلا، الدواجن، الأحشاء، مقاومة المضادات الحيوية، الزيوت العطرية، السلامة الغذائية

Introduction Générale

Introduction

Les toxi-infections alimentaires (TIA) représentent un enjeu majeur de santé publique à l'échelle mondiale. Présentes depuis des siècles, leur nature et leur gravité varient selon les époques, les régions et les conditions socio-économiques. D'après l'Organisation mondiale de la santé (OMS), 31 maladies d'origine alimentaire sont responsables de plus de 600 millions de cas de maladies et environ 420 000 décès par an **(OMS, 2015 ; Hald *et al.*, 2016 ; Hoffmann *et al.*, 2017)**.

Les TIA peuvent se manifester sous forme d'épidémies difficiles à contrôler, et figurer au rang des maladies émergentes **(Doyle *et al.*, 2015)**. Sont souvent liées à l'évolution des technologies et des comportements alimentaires modernes. Les consommateurs, en adoptant des modes de vie plus rapides et en privilégiant des aliments transformés ou prêts à consommer, s'exposent à des risques accrus de contamination **(Schirone *et al.*, 2019)**.

Parmi les agents pathogènes d'origine alimentaire les plus préoccupants figurent *Salmonella* spp., *Staphylococcus aureus*, *Listeria monocytogenes*, *Campylobacter jejuni* et *Escherichia coli* O157 :H7. Ces micro-organismes, souvent issus de réservoirs animaux, peuvent contaminer les aliments à différents stades de la chaîne de production, et provoquer des maladies graves, en particulier chez les personnes vulnérables **(Hurtado *et al.*, 2017 ; Heredia et García, 2018)**.

La contamination des denrées peut survenir à divers niveaux : matières premières, équipements, environnement, manipulations humaines, ou encore par contamination croisée entre aliments **(Djossou *et al.*, 2010)**. Ainsi, le risque existe à toutes les étapes de la chaîne « de la fourche à la fourchette ».

Parmi les TIA, les salmonelloses occupent une place de premier plan. Elles impliquent un large éventail de sérovars et sont responsables d'épidémies fréquentes, avec environ 59 000 décès estimés chaque année **(Petrovska *et al.*, 2016)**. Dans les pays en développement, l'évaluation précise de leur incidence reste difficile à cause de l'absence de systèmes de surveillance performants **(Ibrahim *et al.*, 2014)**. Les manifestations cliniques des infections à *Salmonella* vont d'une simple colonisation asymptomatique à des formes graves pouvant mettre la vie en danger **(Acar *et al.*, 2017)**.

Le problème est aggravé par la résistance croissante aux antibiotiques observée chez de nombreuses souches de *Salmonella*. Cette résistance est souvent liée à une utilisation excessive ou inappropriée des antimicrobiens, tant en médecine humaine que vétérinaire, ce qui favorise la sélection de souches résistantes **(Singh et Mustapha, 2014 ; Nair *et al.*, 2018)**.

Les profils de résistance peuvent varier selon le sérovar, la source de l'isolat, la région géographique ou encore la période.

Le genre *Salmonella* comprend plus de 2600 sérovars, mais seules quelques-uns parmi eux sont responsables de la majorité des cas humains. Depuis 1993, *Salmonella* Enteritidis et *Salmonella* Typhimurium sont les plus fréquemment signalés (**Eng et al., 2015 ; Andino et Hanning, 2015**).

Ces bactéries se transmettent principalement par l'ingestion d'aliments ou d'eau contaminés. La présence de *Salmonella* dans les élevages et les produits carnés, notamment la volaille, constitue une menace réelle pour la sécurité alimentaire (**Mughini-Gras et al., 2018**). Le poulet, particulièrement consommé en Algérie, reste très concerné par cette problématique. Malgré les efforts déployés dans la filière avicole, le taux de contamination reste élevé (**Greig et Ravel, 2009**).

En Algérie, la production annuelle de poulet est estimée à 253 000 tonnes, pour une valeur économique dépassant 200 millions d'euros par an (**Djerou, 2006**). Pourtant, les données sur la prévalence de *Salmonella* dans les élevages restent limitées. C'est dans ce contexte que s'inscrit ce travail, qui vise à contribuer à la connaissance épidémiologique de cette bactérie dans les produits carnés.

Ce mémoire comprend :

- Une partie bibliographique traitant de la contamination bactérienne des aliments, des généralités sur les salmonelles, et de leur résistance aux antibiotiques ;
- Une partie expérimentale consacrée à la recherche de *Salmonella* spp. dans différents échantillons de viande de poulet et l'analyse du profil de résistance aux antibiotiques et à l'huile essentielle du thym dans les souches isolées.

Chapitre 1 :
Contamination bactérienne
des aliments

1. Généralités

Bien que le risque microbiologique soit de mieux en mieux maîtrisé, l'industrialisation croissante de notre alimentation, la diversification des produits consommés et l'amélioration des techniques de détection des résidus révèlent de nouveaux dangers à chaque étape de la chaîne alimentaire. En raison de sa complexité, ce sujet fait l'objet de nombreuses prises de position et controverses (**Verdier, 2019**).

1.1. Définition des contaminants

Les contaminants sont définis par l'Autorité Européenne de sécurité des aliments (EFSA) et le *Codex Alimentarius* de la FAO comme des substances non intentionnellement ajoutées aux aliments. Toutefois, elles peuvent s'y retrouver en tant que résidus issus des processus de production, de fabrication, de transformation, de stockage, ou par contamination environnementale (**FAO, 2019**). Ces substances, potentiellement dangereuses, ne forment pas un groupe homogène. Elles peuvent être d'origine chimique, biologique ou physique, présentes naturellement, résulter de résidus de substances ajoutées intentionnellement, ou apparaître suite à une contamination des denrées alimentaires. Elles représentent un risque pour la santé humaine, de manière aiguë ou par accumulation progressive (**UE, 2019**).

1.2. Micro-organismes dans les aliments

Les micro-organismes sont présents dans les écosystèmes naturels (air, sol, eau), sur l'homme, les animaux et les végétaux. Ainsi, tous les produits alimentaires, transformés ou non, peuvent être contaminés.

La contamination des denrées alimentaires peut altérer la qualité du produit (perte des caractéristiques organoleptiques ou commerciales) et menacer la santé du consommateur, provoquant des intoxications ou toxi-infections graves (**Brissonnet et al., 2022**). Selon l'OMS, près de 600 millions de personnes tombent malades chaque année après avoir consommé des aliments contaminés, et 420 000 en décèdent (**Havelaar, 2019**).

Les microorganismes présents dans un aliment proviennent des matières premières, des ingrédients, ou d'une contamination ultérieure. Leur développement dépend à la fois des propriétés intrinsèques de l'aliment (pH, activité de l'eau) et des facteurs extrinsèques tels que la température et l'humidité (**Cuq, 2016**). Outre l'altération des aliments, ces micro-organismes constituent un danger sérieux pour la santé publique (**ANR, 2021**).

1.3. Rôle de l'aliment dans la transmission des microorganismes

Les aliments peuvent être les vecteurs ou de véritables milieux de culture de microorganismes (**Jay et al., 2000**). Leur rôle dans la transmission d'agents microbiens infectieux peut être :

- Uniquement passif, l'aliment n'est alors qu'un simple véhicule de microorganisme (exemple des brucelloses) ;
- Ou le plus souvent un rôle actif. L'aliment est le siège d'une multiplication des agents pathogènes avec ou sans production de toxines.

La gravité des affections dépend de la nature et du nombre de microorganismes ingérés, ainsi que de la toxicité de leurs métabolites (**Tortora et al., 2011**).

2. Origine et voies de contamination microbienne des aliments

2.1. Origine et nature de la flore microbienne des aliments

Les aliments sont des substances nécessaires à la croissance et l'entretien de notre organisme. Ils sont très nombreux et existent sous des formes très variables d'origines animales et végétales. La flore microbienne normalement associée aux plantes et aux animaux est potentiellement présente à côté de l'apport microbien exogène qui est souvent inéluctable (Figure 1). Les microorganismes contaminants sont très variés et peuvent être classés en deux catégories (**Aparna et al., 2023**) :

2.1.1. Origine endogène

Les micro-organismes d'origine endogène sont naturellement présents dans les aliments avant toute manipulation ou transformation. Ils proviennent des tissus végétaux (par exemple : *Lactobacillus*, *Saccharomyces* sur fruits et légumes) ou animaux (*Escherichia coli* dans l'intestin des animaux) (**Ross et al., 2024**).

Certains agents pathogènes d'origine alimentaire ont pour réservoir principal les animaux. La contamination peut alors se produire directement via les produits animaux (viande, lait, œufs) ou par contact avec des matières fécales contaminées. Parmi les plus courants figurent *Campylobacter* surtout chez les volailles et les ruminants, *Escherichia coli* STEC chez les bovins et *Salmonella* chez les volailles, bovins (**Karesh, 2012**).

Les animaux sauvages constituent également un risque significatif de transmission de maladies via leurs déjections et contacts avec les cultures agricoles (**Greig et al., 2014**).

2.1.2. Origine exogène

La contamination exogène intervient après la récolte, l'abattage ou durant les étapes de transformation. Les sources sont multiples : air, sol, eau (**Hellberg et Chu, 2015**), équipements de production (**Carpentier et Cerf, 2011**), surfaces de contact, manipulation humaine, notamment via la flore entérique ou des procédés industriels mal contrôlés. Ces sources peuvent introduire divers micro-organismes pathogènes tels que *Salmonella*, *Listeria* ou certaines moisissures (**Frémaux et al., 2008**).

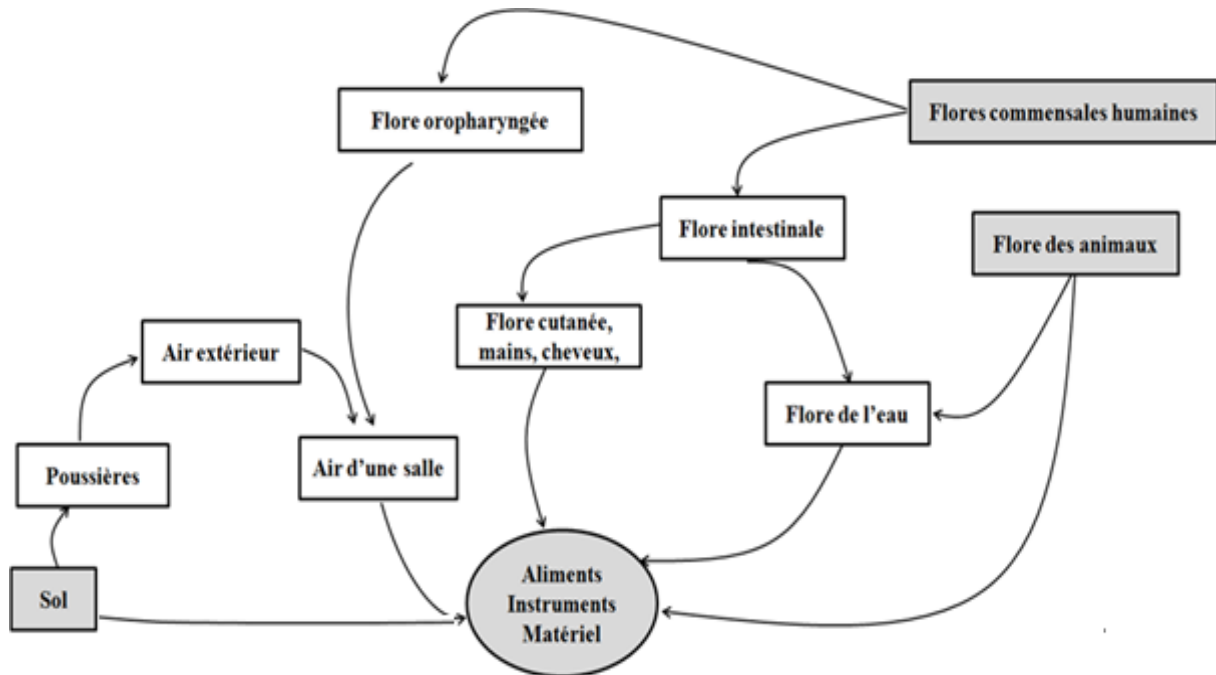


Figure 01 : Origine des contaminants dans les aliments (Leyral et Vierling, 2007).

2.2. Voies de contamination microbienne des Aliments

La présence de microorganismes dans les denrées alimentaires résulte de contacts directs ou indirects avec diverses sources (**Casalegno, 2024**), classifiables via la règle des 5M schématisée par le diagramme d'Ishikawa (Figure 2) :

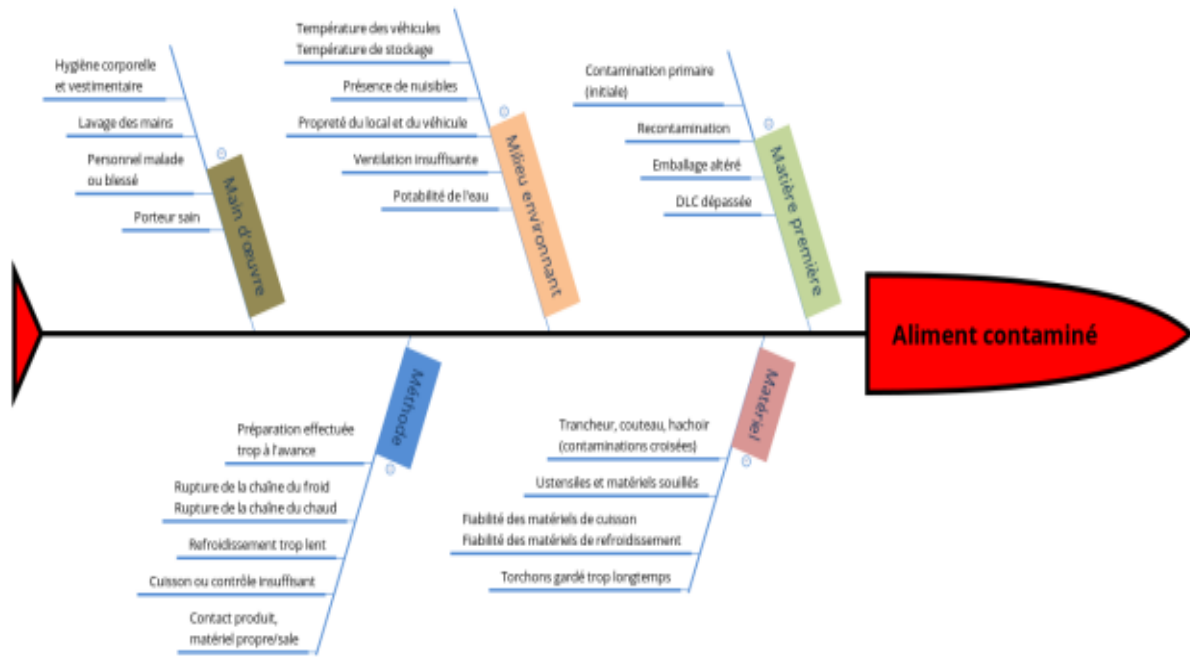


Figure 2 : Diagramme des causes et effets d'Ishikawa appliqué à la contamination des aliments (Tanouti, 2016)

2.2.1. Matières premières

La contamination des matières premières est directement liée à la présence de pathogènes dans tous les écosystèmes naturels comme le sol l'air, l'eau, sur les végétaux, et les humains, Ou au niveau du tractus digestif des animaux. La lutte contre les maladies alimentaires débute donc tout d'abord par le contrôle rigoureux des matières premières (examens vétérinaires des animaux, analyses microbiologiques des produits) mais aussi de leur environnement. Par la suite, leur stockage dans des conditions appropriées permet de limiter la prolifération des microorganismes (Cédric, 2017).

2.2.2. Matériel

Le matériel utilisé lors du processus de transformation des denrées alimentaires est également une source potentielle de contamination. Ce paramètre regroupe l'ensemble des machines, outils et autres surfaces qui sont en contact direct avec les produits. Afin de limiter la contamination des aliments, il convient donc d'utiliser du matériel adapté (matériel étanche, lisse, facilement démontable, sans angle mort) et de composition appropriée (inox, verre, aluminium). Il convient également de respecter les règles de nettoyage et de désinfection des instruments utilisés (Wiley, 2022).

2.2.3. Milieu

La bonne tenue des locaux abritant les étapes de transformation des denrées alimentaires est un paramètre essentiel (**Mrema et al., 2013**). De manière générale, les locaux doivent être conçus afin de permettre le maintien d'un niveau d'hygiène suffisant (e.g. revêtements lisses et facilement nettoyables, absence d'angles vifs entre les murs et les sols) et ils doivent être sectorisés (e.g. zone de stockage, chaîne de production, laboratoire, bureaux) (**UNEP et FAO, 2021**). Il est également important de limiter la contamination de l'environnement de travail par les poussières en aménageant par exemple les abords des locaux et en stockant les déchets générés dans des endroits appropriés afin d'éviter la prolifération des ravageurs. De la même manière, la qualité de l'air ambiant ainsi que de l'eau utilisée en chaîne de production est un paramètre à maîtriser par la réalisation régulière d'analyses microbiologiques. Enfin, le circuit des produits doit systématiquement suivre la règle de la « marche en avant » afin de limiter les contaminations croisées (**Newell et al., 2010**).

2.2.4. Méthodes

Elles concernent le fonctionnement et l'organisation du travail au cours de la préparation des aliments. La plupart des TIAC sont généralement dues à de mauvaises pratiques de manipulation le long de la chaîne alimentaire (**Couderc et al., 2014**).

2.2.5. Main d'œuvre

L'homme représente le principal agent responsable des contaminations par le biais de son état sanitaire, son hygiène corporelle, son hygiène vestimentaire, et son comportement. Il s'agit sans doute du paramètre le plus important puisque c'est le personnel qui conditionne les autres « M » (**Behnke et al., 2018**).

3. Principales flores de contaminations des aliments

3.1. Flore pathogène

Pouvant causer des maladies d'origine alimentaire. Ces bactéries pathogènes peuvent contaminer les aliments à différentes étapes de la chaîne alimentaire (production, transformation, distribution, stockage et préparation). Elles peuvent provoquer des infections ou des intoxications alimentaires, avec des symptômes allant de simples troubles gastro-intestinaux à des maladies graves. Les bactéries telles que *Salmonella* spp, *Staphylococcus aureus* et *Clostridium perfringens*, *Clostridium botulinum* et *Listeria perfringens* sont prises

en compte dans le cadre de la surveillance de la santé publique, notamment en ce qui concerne les intoxications alimentaires (**Kerdran *et al.*, 2019**).

3.2. Flore indicatrice de contamination

Principalement représentée par les coliformes fécaux, permet d'évaluer le niveau d'hygiène générale tout au long des différentes étapes de transformation des aliments. Ces bactéries ne sont pas nécessairement pathogènes, mais leur présence en quantités significatives suggère une contamination principalement d'origine fécale et un risque potentiel de présence d'agents pathogènes. Une contamination fécale dans les aliments peut entraîner des maladies d'origine alimentaire (diarrhées, infections gastro-intestinales) (**Gjerde *et al.*, 2020**).

3.3. Flore d'altération

Représentée par l'ensemble des germes saprophytes son évolution responsables de la dégradation des aliments, provoquant des modifications indésirables (changement d'odeur, de couleur, de texture) et réduisant leur durée de conservation, et le reflet de l'altération subie par les denrées au cours de leur conservation (**Ait Abdelouahab, 2008**). Parmi ces germes, nous retiendrons particulièrement les Entérobactéries, et *Pseudomonas* car ils sont en plus des indicateurs spécifiques d'aspects défectueux du processus de fabrication (**Samarzija *et al.*, 2012**).

4. Facteurs favorisant la prolifération bactérienne dans les aliments

On peut classer les facteurs d'altération des aliments selon leur caractère intrinsèque ou extrinsèque. Les premiers sont relatifs à l'aliment et les seconds proviennent de l'environnement.

4.1. Facteurs intrinsèques

4.1.1. Le pH

Le pH est un facteur déterminant de la croissance microbienne dans les aliments. La plupart des bactéries se développent dans une plage de pH restreinte (4,5 à 9,0), tandis que les levures et moisissures peuvent tolérer des pH plus extrêmes (de 2,0 à 10,0). Un pH inférieur à 4,6 a un effet inhibiteur sur la majorité des bactéries pathogènes, dont *Clostridium botulinum*, ce qui explique pourquoi les aliments acides nécessitent souvent des traitements technologiques moins intensifs (**Diallo, 2010 ; Park *et al.*, 2014 ; Lima *et al.*, 2023**).

4.1.2. Potentiel d'oxydoréduction

C'est surtout vis-à-vis l'oxygène que les exigences gazeuses des microorganismes sont précises : certains sont aérobies stricts, exigeant l'oxygène libre pour leur développement ; d'autres, anaérobies stricts, ne peuvent se multiplier qu'en l'absence d'oxygène libre ; d'autres encore sont aéro-anaérobies capables de croître avec ou sans oxygène libre ; d'autres enfin, les micro-aérophiles, ne se reproduisent qu'en présence d'une faible tension d'oxygène. Le potentiel d'oxydoréduction d'un aliment dépend : De sa composition et de sa texture et de son conditionnement (**Madigan *et al*, 2017**).

4.1.3. Activité de l'eau (A_w)

L'activité de l'eau (A_w) reflète la disponibilité de l'eau libre dans un aliment, essentielle à la croissance microbienne. Contrairement à la teneur en eau totale, l' A_w prédit avec précision la stabilité microbiologique d'un produit. La plupart des bactéries cessent de croître en dessous de 0,91, les moisissures en dessous de 0,80, et les levures en dessous de 0,61. En dessous de 0,60, la croissance microbienne est généralement impossible (**Frédéric, 2016**). Ainsi, la réduction de l' A_w par déshydratation ou ajout de solutés est une méthode classique de conservation des aliments. Elle agit en ralentissant les réactions enzymatiques et métaboliques, rendant l'environnement défavorable à la survie des micro-organismes (**Lima *et al.*, 2023**).

4.1.4. Composition chimique de l'aliment

La plupart des microorganismes se développent sur un aliment y trouvent l'ensemble des nutriments pour leur croissance. Les microorganismes pathogènes sont généralement hétérotro-chimio-organotrophes et doivent donc trouver leur énergie dans les composants de l'aliment. Ils doivent aussi y trouver de l'eau, une source d'azote, des minéraux et pour certains des vitamines et des facteurs de croissance (**Souci *et al*, 2016**). Plus la diversité de composition d'un aliment est grande (produits animaux tels que les viandes et dérivés, le lait) et plus sa susceptibilité à servir de milieu de culture est grande (**FAO, 2007**).

4.1.5. Agents antimicrobiens naturellement présents dans l'aliment

Les substances antimicrobiennes existent déjà dans les aliments sont d'origine végétale ou animale (**Montville *et al.*, 2008**). Le lait frais contient des lacténines et des facteurs anti-coliformes à activité limitée dans le temps (**Davidson *et al.*, 2005**). L'œuf contient du lysozyme actif sur des germes à Gram positif. Les aires contiennent de l'acide benzoïque

actif sur les levures et moisissures ; des composés comme le thymol (thym), l'eugénol (clou de girofle) ou l'aldéhyde cinnamique (cannelle) ont des activités antimicrobiennes (**Gyawali et al., 2014**)

4.2. Facteurs extrinsèques

4.2.1. Température

En fonction de leur température optimale de développement, on distingue plusieurs groupes de bactéries (**Ray et al., 2013**). Les mésophiles se développent entre 20 °C et 40 °C, avec un optimum autour de 30–37 °C. Les psychrophiles, adaptés au froid, ont une croissance optimale proche de 10 °C, mais peuvent se développer dès 0 °C. Les psychrotrophes, proches des mésophiles, ont un optimum à 25 °C tout en supportant des températures basses jusqu'à 0 °C. Tandis que les thermophiles préfèrent des températures élevées, entre 45 °C et 55 °C. Il convient de noter que ces catégories ne sont pas strictement délimitées et qu'il existe souvent des zones de recoupement entre les groupes (**Mouldi, 2013**).

4.2.2. Humidité relative

L'humidité relative de l'environnement influence directement l'activité de l'eau (A_w) à la surface des aliments, et donc la croissance microbienne superficielle (**Jay et al., 2005**). Une atmosphère humide peut entraîner une absorption d'eau par l'aliment, augmentant ainsi son A_w en surface, parfois jusqu'à des valeurs favorables au développement de micro-organismes. À l'inverse, un environnement sec tend à déshydrater la surface du produit, limitant la prolifération microbienne. Par exemple, un aliment initialement stable à A_w 0,60 peut devenir vulnérable s'il est exposé à une humidité relative élevée, qui élève localement son activité de l'eau à un niveau propice à la contamination (**Tang, 2009**).

4.2.3. Gaz environnants ou l'atmosphère de conservation

La composition de l'atmosphère environnant les aliments joue un rôle déterminant dans le développement microbien. Pour les micro-organismes aérobies, la présence d'oxygène favorise leur multiplication (**Adams et al., 2008**). Ainsi, la réduction de la teneur en O_2 couplée à une augmentation du CO_2 (jusqu'à 10 %) constitue une stratégie efficace pour ralentir la croissance de certaines flores d'altération, notamment les moisissures. Par ailleurs, le conditionnement sous atmosphère d'azote ou sous vide permet de limiter considérablement la prolifération des germes aérobies, améliorant ainsi la stabilité microbiologique des aliments (**Cuq, 2007**).

5. Principales bactéries responsables de la contamination alimentaire

Les bactéries contaminent plusieurs produits alimentaires et peuvent constituer un grave danger pour leur qualité et leur conservation. Plusieurs espèces présentent un danger pour la santé humaine (INRAE, 2023).

5.1. *Staphylococcus aureus*

Les staphylocoques sont des coques à Gram positif, catalase positif, aéro-anaérobies, métabolisant le glucose par la voie fermentative. Les staphylocoques comprennent une vingtaine d'espèces. *Staphylococcus aureus* est l'espèce la plus fréquemment impliquée dans des infections d'origine alimentaire (Taylor et Unakal, 2023).

Des aliments variés peuvent être contaminés lors de leur production ou de leur préparation par des souches de *Staphylococcus aureus* productrices d'exotoxines ; la consommation de tels aliments crus ou cuits va déclencher une intoxication qui peut concerner une personne (TIA) ou un groupe de personnes dans une collectivité (TIAC). Cette intoxication alimentaire va s'exprimer très rapidement (2 à 4 heures en moyenne) par la survenue rapide de nausées, de douleurs abdominales, de vomissement répété et de diarrhées qui vont durer 24 à 48 heures (Rasigade et Vandenesch, 2014) .

5.2. *Bacillus cereus*

Bacille en forme de bâtonnet en colonies d'aspect cireux (*Cereus*). Très répandus dans la nature et les sols, se multiplient préférentiellement dans les denrées alimentaires (Stenfors *et al.*, 2008). Aliments le plus souvent contaminés : Riz et céréales en général, lait cru ou insuffisamment cuit, refroidi trop lentement, épices, champignons séchés, pommes de terre (salade ou purée), sauces en général, desserts. Les spores de *Bacillus cereus* se trouvent en petites quantités dans beaucoup de denrées, en particulier d'origine végétale et se développent à la faveur d'un choc thermique (germination de la spore), se multiplient abondamment lorsque le refroidissement de plats cuisinés à l'avance est trop lent (Bonnefoy *et al.*, 2012).

5.3. *Pseudomonas aeruginosa*

Pseudomonas aeruginosa est une bactérie Gram négatif, aérobie stricte, sous forme de bâtonnet appartenant à la famille des *Pseudomonaceae*. Elle est largement répandue dans l'environnement par sa capacité de se développer dans le sol, les eaux douces et marines. Elles se retrouvent sur les plantes, dans les matières organiques non vivantes (denrées alimentaires), Entraînant, parfois, leur altération organoleptique (You Essoh, 2013).

5.4. *Clostridium botulinum*

C'est une bactérie anaérobie productrice d'une neurotoxine thermolabile responsable du botulisme, une toxi-infection grave. La contamination est principalement liée à des conserves mal stérilisées, des charcuteries artisanales ou des poissons fumés. Après une incubation de 12 à 36 heures en moyenne, les signes cliniques sont essentiellement neurologiques : diplopie, dysphagie, sécheresse buccale, sans fièvre ni signes méningés. Les formes sévères peuvent entraîner une paralysie respiratoire. La gravité dépend notamment du type de toxine (type A étant le plus virulent), de l'âge et de la durée d'incubation (**Lund, 2013**).

5.5. *Clostridium perfringens*

Clostridium est un genre de bacilles Gram positifs sporulants, dont certaines espèces pathogènes produisent des toxines puissantes. *Clostridium perfringens* de type A, par exemple, peut produire une toxine protéique. Dans des aliments cuits mais mal conservés, les spores résistantes peuvent germer et permettre la multiplication des bacilles en milieu anaérobie. Un réchauffage insuffisant ne détruit ni les spores ni les toxines. Après ingestion, les spores survivent au passage gastrique, germent dans l'intestin, où les bacilles se multiplient et libèrent leur toxine lors d'une nouvelle sporulation (**Nauciel et Vildé., 2005**).

5.6. *Campylobacter*

C'est un bacille spiralé Gram négatif, mobile, non sporulé, microaérophile, et mésophile, avec un pH optimal de croissance neutre (6,5–7). Il est sensible à l'acidité (**Carip et al., 2015**). Ces bactéries sont principalement présentes dans le tube digestif des oiseaux, mais aussi chez divers animaux et insectes. La contamination humaine résulte souvent de la consommation de volailles insuffisamment cuites, de viandes contaminées, ou d'eau souillée (**Ferreira et al., 2013**).

5.7. *Shigella*

Shigella est une bactérie strictement humaine (et parfois de primates), responsable de la shigellose, une infection entérique transmise par l'eau ou les aliments contaminés. Les symptômes apparaissent entre 12 et 50 heures après l'ingestion, avec un délai moyen de 3 à 7 jours. Certaines personnes peuvent rester asymptomatiques mais contagieuses. La dose infectieuse très faible favorise la transmission interhumaine directe ainsi que la contamination alimentaire ou hydrique (**ACIA, 2006**).

5.8. *Yersinia enterocolitica*

C'est une bactérie psychrotrophes capable de se développer à 4 °C, ce qui lui permet de proliférer même en conditions de réfrigération respectée. Son principal réservoir est représenté par les animaux d'élevage. Les aliments à risque incluent la viande rouge, la volaille et l'eau contaminée. Après une incubation de 3 à 7 jours, les symptômes varient selon l'âge : diarrhée fébrile chez l'enfant et complications inflammatoires (arthrite, érythème noueux) chez l'adulte (CASFM, 2012).

5.9. *Escherichia coli*

L'espèce *Escherichia coli* fait partie de la famille des *Enterobacteriaceae*. Il s'agit de courts bâtonnets mobiles au moyen de flagelles péri triches, à Gram négatifs, anaérobies facultatifs, non sporulés. Ils sont capables de fermenter plusieurs sucres, mais leur fermentation du lactose avec production de gaz est caractéristique. La multiplication à 44°C, la production d'indole et la présence d'une activité β -glucuronidase sont également caractéristiques (Nolan *et al.*, 2020). Certaines souches comme les EHEC ou ETEC, sont pathogènes pour l'homme ou pour les animaux (Bodering *et al.*, 2018).

5.10. *Listeria monocytogenes*

L.monocytogenes est un petit bacille à Gram positif, isolé ou en chaînettes, non sporulé, aéro-anaérobie facultatif, pouvant comporter jusqu'à 5 flagelles lui conférant une mobilité particulière à 20-25 °C. C'est une bactérie peu exigeante, très résistante aux conditions de l'environnement, capable de se multiplier à différentes gammes de pH (4-9) (Tordjman *et al.*, 2014). Cette bactérie est particulièrement dangereuse pour les femmes enceintes, les nouveau-nés et les immunodéprimés. Elle peut se développer à des températures de réfrigération (EFSA, 2023)

De nombreux aliments sont fréquemment contaminés. Selon différentes études, *Listeria monocytogenes* contaminerait 86 % des viandes fraîche, 45 % des laits crus, 32 % des produits de charcuterie crue, 21 % des légumes, 10 % des fromages, 2,5 % des produits laitiers. On a également retrouvé *Listeria monocytogenes* dans les produits de la mer, les salades et les champignons (Bonney *et al.*, 2002).

5.11. *Salmonella* spp

Salmonella est l'un des pathogènes d'origine alimentaire les plus fréquents dans le monde. Les épidémies de salmonellose sont souvent associées à la consommation d'œufs, de volaille ou d'autres produits animaux contaminés. L'infection nécessite l'ingestion d'un grand nombre de bactéries vivantes, capables de produire des toxines après s'être multipliées dans l'aliment. Les conséquences peuvent être graves voire mortelles, notamment chez les personnes fragiles. (OMS, 2024).

Chapitre 2 : Généralités sur les salmonelles

1. Définition

Le genre *Salmonella* représente certainement le genre le plus complexe et le plus vaste de la famille des *Enterobacteriaceae* (**Grimont, 2007**). Il doit son nom au Dr. Vétérinaire Salmon, bactériologiste américain du 19^{ème} siècle. Les Salmonelles sont reconnues très pathogènes pour l'Homme et les animaux à sang chaud. Responsable d'un large éventuel de maladies allant de la gastro entérite bénigne à des infections systémiques graves comme la fièvre typhoïde. Elle constitue une cause majeure d'intoxications alimentaire (**WHO, 2024**).

2. Taxonomie et nomenclature

Selon Bergey's Manuel (2001) le genre *Salmonella* a été classé en :

- Domaine : Bacteria
- Phylum : Proteobacteria
- Classe : Gamma Proteobacteria
- Ordre : Enterobacteriales
- Famille : *Enterobacteriaceae*
- Genre : *Salmonella*

Le genre *Salmonella* comporte 2 espèces (*S. enterica* et *S. bongori*), l'espèce *S. enterica* étant elle-même divisée en 6 sous-espèces (*enterica*, *salamae*, *arizonae*, *diarizonae*, *houtenae* et *indica*) (**Lamas et al., 2018**). Les *Salmonella* possèdent des antigènes somatiques O (situé dans la paroi), des antigènes flagellaires H, et des antigènes capsulaires K (**Wang et al., 2020**). Selon cette diversité antigénique, les sous-espèces sont classées en sérotypes, on en connaît aujourd'hui plus de 2600 sérovars dont la majorité (1586) fait partie de la sous-espèce *enterica* classifié selon le schéma de Kauffmann-white (figure 3) (**ANSES, 2021**).

Conformément au code international de nomenclature bactérienne, les sérovars doivent être écrits en caractères romains (non italiques) avec une majuscule au premier mot. Par exemple, le sérotype Typhimurium doit être rédigé sous la forme complète : *Salmonella enterica* subsp. *Enterica* serovar Typhimurium. Cependant, dans l'usage courant, une nomenclature abrégée est préférée pour les sérovars appartenant à la sous-espèce I ; ainsi, le sérovar Typhimurium est le plus souvent noté *Salmonella* Typhimurium ou *S. Typhimurium* (**Teklemariam et al., 2023**).

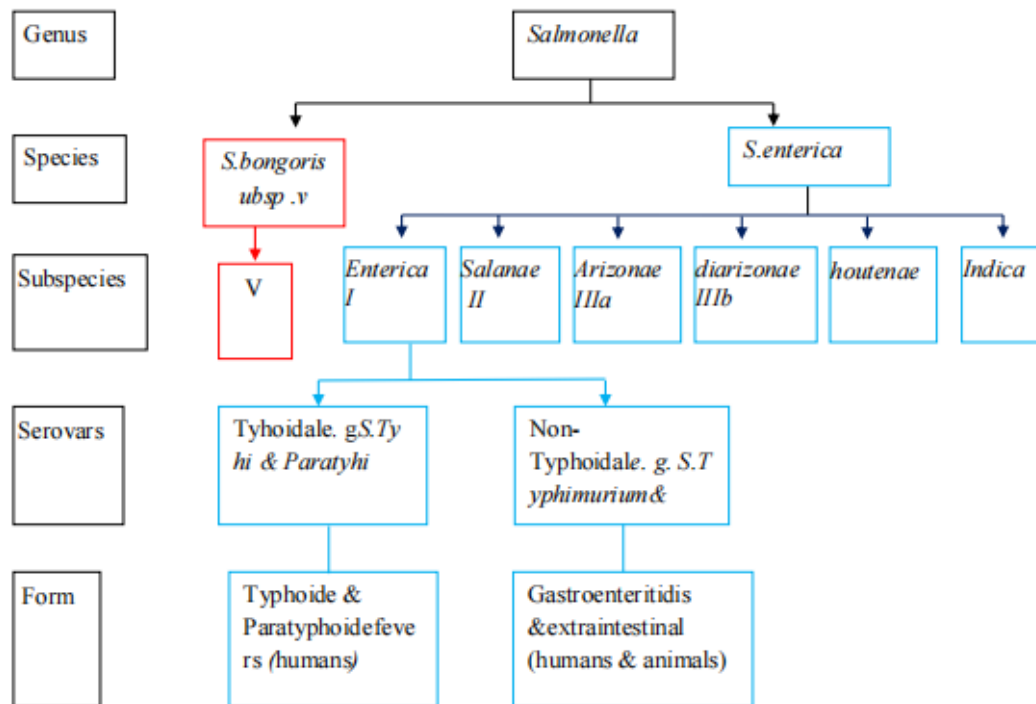


Figure 03 : La classification de *Salmonella* (Hurley *et al.*, 2014).

3. Caractéristiques générales

Les salmonelles sont des bacilles droits qui mesurent de 0,7 à 1,5 µm de diamètre, pour 2 à 5 µm de longueur, mobiles grâce à une ciliature péritriche (Figure 04). Elles ne produisent pas de spores.

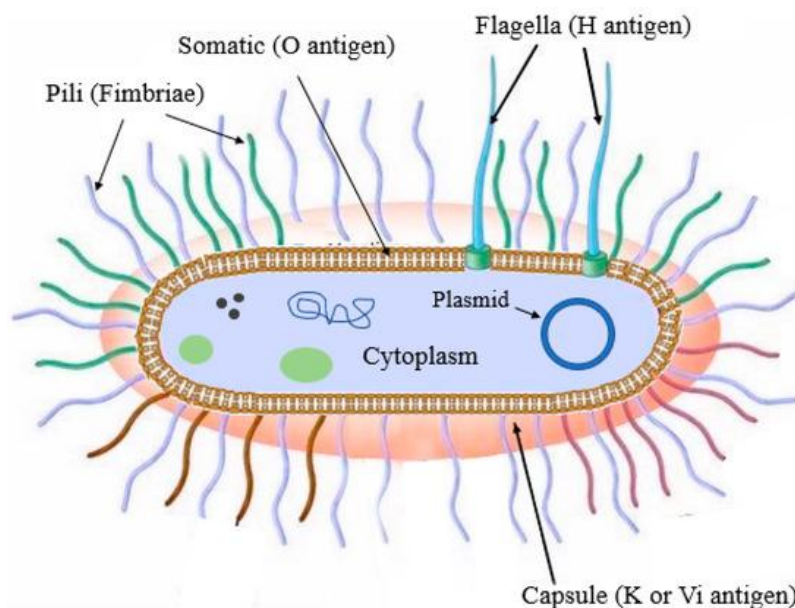


Figure 04 : Illustration schématique de la structure de *Salmonella* (Teklemariam *et al.*, 2023)

3.1. Caractères culturels

Elles croissent sur des milieux ordinaires (gélose nutritive, bouillon nutritif), mais sont mieux isolées sur des milieux sélectifs tels que : SS agar (*Salmonella-Shigella*), XLD agar (Xylose Lysine Deoxycholate), Hektoen enteric agar (**Boyer, 2020**).

Ils sont aéro-anaérobies facultatives, peuvent utiliser le citrate comme seule source de carbone. *Salmonella* est une bactérie mésophile son optimum de croissance est proche de la température corporelle des animaux à sang chaud (35-43°C) (**Korsak et al., 2004**). Néanmoins, elles sont capables de se multiplier à des températures comprises entre 6 et 46°C et survivent très bien à la réfrigération et à la congélation. En revanche, un traitement de pasteurisation (72°C 15s ou 63°C 30 min) permet de les détruire. La gamme de pH permettant leur multiplication s'étend de pH=5 à pH=9) (**Boyer, 2020**).

3.2. Caractères biochimiques

Le genre *Salmonella* est l'un des 32 genres de la famille des *Enterobacteriaceae*, elles ont en commun 7 caractères (**Kemal, 2014**) :

- Bacilles à coloration de Gram négatif
- Aéro-anaérobies facultatifs.
- Cultivant sur les milieux ordinaires.
- Fermentant le glucose avec ou sans production de gaz.
- Réduisant les nitrates en nitrites.
- Donnant une réaction d'oxydase négative.
- Et possédant une catalase

Au sein de la famille des *Enterobacteriaceae*, les caractères permettant l'identification biochimique du genre *Salmonella* sont (**Jajere, 2019**) :

- L'absence d'uréase et de tryptophane (ou phénylalanine) désaminase,
- L'absence de production d'indole et d'acétoïne (test de Voges-Proskauer négatif),
- L'absence de fermentation du lactose, du saccharose, de l'inositol, de l'amygdaline, de l'adonitol et du 2-cétogluconate,
- La production d'H₂S à partir du thiosulfate (présence d'un thiosulfate réductase),
- La décarboxylation fréquente de la lysine et de l'ornithine,
- La capacité fréquente de croître sur le milieu au citrate de Simmons en l'alcalinisant (caractère citrate positif).

Les six sous-espèces de l'espèce *Salmonella enterica* peuvent également être identifiées par leurs caractères biochimiques (tableau 01).

Tableau 01 : Identification biochimique des espèces et des sous-espèces de *Salmonella* spp. (Lamas *et al.*, 2018).

Caractères biochimiques	<i>Salmonella enterica</i>					<i>Salmonella</i>	
	<i>enterica</i>	<i>salamae</i>	<i>arizonae</i>	<i>diarizonae</i>	<i>houtenae</i>	<i>indica</i>	<i>bongori</i>
Dulcitol	+	+	-	-	-	d	+
ONPG (2h)	-	-	+	+	-	d	+
Malonate	-	+	+	+	-	-	-
Gélatinase	-	+	+	+	+	+	-
Sorbitol	+	+	+	+	+	-	+
Culture avec KCN	-	-	-	-	+	-	+
L(+)- tartrate ou d- tartrate	+	-	-	-	-	-	-
Galacturonate	-	+	-	+	+	+	+
γ -glutamyl-transférase	+	+	-	+	+	+	+
β -glucuronidase	d	d	-	+	-	d	-
Mucate	+	+	+	-	-	+	+
Salicine	-	-	-	-	+	-	-
Lactose	-	-	-	+	-	d	-
Lyse par le phage 0:1	+	+	-	+	-	+	d

Symboles : + : 90% ou plus de réactions positives ; - : 90% ou plus de réactions négatives ;

D : réactions variables suivants les sérovars.

3.3. Caractères antigéniques

Les salmonelles possèdent une structure antigénique complexe, ce qui permet leur identification, leur classification ainsi que la compréhension de leur pathogénicité (Chattaway *et al.*, 2021). Les caractères antigéniques de ces bactéries sont principalement représentés par trois types d'antigènes : l'antigène somatique O, l'antigène flagellaire H, et, dans certaines souches, l'antigène capsulaire Vi (Ryan et Ray, 2014). Ces antigènes jouent un rôle fondamental dans la typification sérologique selon le schéma de Kauffmann-White (Jacobs-Reitsma *et al.*, 2024). Ainsi, l'étude de ces antigènes revêt une importance majeure tant pour le diagnostic microbiologique, que pour la surveillance épidémiologique et la recherche en santé publique (Franklin *et al.*, 2020).

3.3.1. Antigène somatique O (Ag O)

Les antigènes O sont portés par les chaînes spécifiques du lipopolysaccharide (LPS) qui est le composant majoritaire de la paroi représentant l'endotoxine des *Salmonella* (Graziani *et al.*, 2017). Ainsi, la délétion par mutation de l'antigène O entraîne une perte partielle ou totale du pouvoir virulent (Zhao *et al.*, 2017). La classification des antigènes O se fait à base des facteurs O majeurs liés à la présence de certains sucres et en facteurs O accessoires (Belabid, 2014).

3.3.2. Antigène flagellaire H (Ag H)

Les antigènes H sont des polymères de flagelline, une protéine de structure des flagelles, qui présente une composition en acides aminés constante pour un type antigénique donné, il est thermolabile, détruit par la chaleur à 100°C, par l'action de l'alcool et par les ferments protéolytiques. Cet antigène est présent chez les bactéries mobiles (Nwabor *et al.*, 2015). L'antigène flagellaire est présent sous deux formes différentes de manière simultanée ou non sur le même individu (Carip, 2008).

3.3.3. Antigène de virulence Vi (Ag Vi)

Ce sont des polysaccharides capsulaires exprimés par la très grande majorité des souches de *Salmonella* Typhi, plus rarement par des souches de *Salmonella* Paratyphi C, et exceptionnellement, par des souches de *Salmonella* Dublin (Graziani *et al.*, 2017).

4. Habitat et réservoirs

Les salmonelles sont largement répandues dans l'environnement (ubiquitaires). Elles peuvent survivre dans divers habitats et sont associées à plusieurs réservoirs animaux et environnementaux. *Salmonella* peut survivre très longtemps sans se multiplier. Ainsi, elle peut survivre en moyenne 35 jours dans le fumier, 3 mois dans l'eau et plus de 2 mois dans le sol. La survie de *S. Dublin* et *S. Typhimurium* est de plus de 6 mois dans l'environnement (Tabo, 2013). Leurs principaux habitats et réservoirs sont :

4.1. Réservoirs animaux

- Animaux d'élevage : volailles (poulets, dindes), porcs, bovins. Ces animaux peuvent être porteurs asymptomatiques de *Salmonella*.
- Animaux domestiques : chiens, chats, reptiles (notamment les tortues), peuvent aussi héberger certaines souches.

- Faune sauvage : oiseaux sauvages, rongeurs, sangliers **(EFSA et ECDC, 2023)**.

4.2. Habitat environnemental

- Eaux usées et eaux de surface : Les salmonelles peuvent persister dans les rivières, lacs, étangs et stations d'épuration.
- Sol : surtout si contaminé par des excréments animaux.
- Aliments contaminés : œufs, viande crue, lait non pasteurisé, fruits et légumes lavés avec de l'eau contaminée.

4.3. Habitat humain

Chez des personnes infectées, la bactérie peut se multiplier dans leurs intestins et être excrétée dans les selles, favorisant la transmission **(WHO, 2018)**.

5. Transmission

La transmission des salmonelles se fait principalement par voie orale suite à l'ingestion d'eau ou d'aliments contaminés. Dans les pays en voie de développement l'eau est une source majeure de contamination en raison des mesures d'hygiène très insuffisantes et dans les pays industrialisés les aliments consommés crus ou peu cuits **(Djeffal et al., 2017)**. Les principaux modes de transmission sont :

5.1. Transmission alimentaire (la plus fréquente)

La majorité des infections à salmonelle sont liées à la consommation de produits alimentaires contaminés, notamment :

- Les viandes crues ou insuffisamment cuites, en particulier la volaille.
 - Les œufs crus ou mal cuits et les préparations qui en contiennent (comme la mayonnaise maison, le tiramisu, etc.).
 - Le lait cru et les produits laitiers non pasteurisés.
 - Les fruits et légumes contaminés lors de la culture, de la récolte ou de la préparation.
- (EFSA et ECDC, 2023)**.

5.2. Transmission par l'eau

Salmonella peut également se transmettre par la consommation d'eau contaminée, en particulier dans les zones où les infrastructures sanitaires sont déficientes ou lors de catastrophes naturelles **(Leclerc et al., 2002)**.

5.3. Transmission interhumaine

Bien que plus rare, une transmission de personne à personne est possible, notamment en cas de mauvaise hygiène des mains après être allé aux toilettes ou après avoir changé des couches (Heymann, 2015).

5.4. Transmission par les animaux

Certains animaux domestiques ou sauvages peuvent être porteurs de salmonelles sans présenter de symptômes. Cela inclut :

- Les reptiles (comme les tortues, lézards, serpents) ;
- Les oiseaux ;
- Les animaux d'élevage.

Le simple fait de manipuler ces animaux ou de toucher des surfaces contaminées par leurs excréments peut entraîner une infection. Le CDC (Centers for Disease Control and Prevention) souligne notamment le rôle des reptiles dans les cas d'infection chez les jeunes enfants (CDC, 2023).

6. Pouvoir pathogène et mécanismes de virulence de *Salmonella*

6. 1. Dose infectante

Les salmonelles sont des bactéries pathogènes pour l'homme et de nombreuses espèces animales. Toutefois, elles ne provoquent généralement une infection qu'après ingestion d'une quantité suffisante. Chez un individu en bonne santé, la dose infectieuse se situe entre 10^4 et 10^8 bactéries par gramme d'aliment (Chen *et al.*, 2013). Néanmoins, certaines études ont rapporté des cas de toxi-infections causées par l'ingestion de doses extrêmement faibles, parfois inférieures à dix cellules (Nwabor *et al.*, 2015 ; Antunes *et al.*, 2016).

La transmission se fait principalement par voie digestive. Après ingestion, *Salmonella* se multiplie dans l'intestin. Cette multiplication peut être favorisée par un déséquilibre de l'écosystème digestif, provoqué par un stress physiologique ou une pathologie intercurrente. Dans certains cas, la phase d'incubation peut être longue, et les symptômes apparaissent bien après l'exposition initiale à la bactérie (Kemal, 2014). La sévérité de l'infection dépend de la dose infectante, la voie d'inoculation et de l'état immunitaire de l'individu (Graziani *et al.*, 2017).

6.2. Pathogénie de l'infection

La pathogénie des infections à *Salmonella* repose sur sa capacité à envahir l'organisme par un mécanisme entéro-invasif. Elle est capable de pénétrer les cellules intestinales et de s'y maintenir comme parasite intracellulaire facultatif. Cette interaction repose sur un équilibre entre les facteurs de virulence bactériens et les mécanismes de défense de l'hôte (**Kemal, 2014**).

6.3. Déterminants de la virulence

La virulence de *Salmonella* résulte de l'expression coordonnée de multiples facteurs génétiques répartis sur le chromosome, les îlots de pathogénicité (SPI) et des plasmides spécifiques (**Singh et al., 2018**). On estime aujourd'hui que plus de 300 gènes de virulence sont impliqués, répartis sur une vingtaine de SPI (**Graziani et al., 2017**).

Parmi les facteurs déterminants, les fimbriae jouent un rôle central dans l'adhésion aux cellules hôtes et les interactions avec les macrophages (**Almeida, 2018 ; Jajere, 2019**). Les flagelles, quant à eux, confèrent à la bactérie des propriétés antigéniques variables qui facilitent l'évasion du système immunitaire (**Das et al., 2018 ; Cheng et al., 2019**).

En outre, le lipopolysaccharide (LPS), composant majeur de la membrane externe, joue un rôle fondamental dans la colonisation de l'intestin, l'invasion des tissus, la survie intracellulaire et la résistance aux composés toxiques comme les sels biliaires ou certains antibiotiques (**Wiedemann et al., 2015 ; Bernal-Bayard & Ramos-Morales, 2018**).

D'autre part, les plasmides de virulence, comme le plasmide pSLT retrouvé chez *S. Typhimurium*, portent des gènes qui modifient la structure cellulaire de l'hôte et affaiblissent la réponse immunitaire en neutralisant l'action des macrophages et des neutrophiles (**Crump & Wain, 2017 ; Cheng et al., 2019**). Ces plasmides peuvent également porter des gènes impliqués dans la formation des fimbriae ou conférant une résistance aux antibiotiques.

Enfin, l'antigène capsulaire Vi, retrouvé notamment chez *S. Typhi* et *S. Paratyphi C*, participe à la virulence en limitant la réponse inflammatoire locale (**Gibani et al., 2018**).

7. Toxi-infections alimentaires collectives (TIAC) à *Salmonella*

Les salmonelles sont une cause majeure de gastro-entérites d'origine alimentaire, sporadiques ou regroupées pouvant entraîner des TIAC, définies par l'apparition simultanée d'au moins deux cas de symptômes similaires

7.1. Incidence, répartition géographique

L'incidence des TIAC à *Salmonella* varie fortement selon la géographie, les pratiques agricoles, les modes de consommation et l'efficacité des systèmes de surveillance (**Gal-Mor et al., 2014**). Malgré les progrès en hygiène, les salmonelloses continuent d'augmenter, affectant aussi bien les pays industrialisés que ceux en développement (**Majowicz et al., 2010**).

En Europe, l'incidence atteint 690 cas pour 100 000 habitants/an (**Eng et al., 2015**). En 2016, 91 408 cas ont été signalés dans 30 pays de l'Union Européenne, soit une hausse de 19 % par rapport à 2013 (**ECDC, 2016**).

Dans les pays en développement (Asie, Afrique, Amérique du Sud), les données restent limitées en raison du manque de surveillance épidémiologique, ce qui rend difficile l'évaluation réelle des cas (**Arya et al., 2017**). En Asie, les chiffres disponibles évoquent 83,4 millions de cas et 137 700 décès annuels (**Chen et al., 2013**).

En Afrique, les salmonelloses non typhiques sont endémiques, notamment chez les enfants de moins de 3 ans et les personnes immunodéprimées, avec des taux de mortalité pouvant atteindre 25 % (**MacLennan et Levine, 2013 ; Eng et al., 2015**). Entre 2010 et 2014, les salmonelles représentaient 17 % des agents pathogènes bactériens dans les gastro-entérites enregistrées dans neuf pays africains (**Marks et al., 2017**).

En Algérie, les données restent insuffisantes. Les chiffres communiqués par l'INSP ne permettent pas d'identifier les agents pathogènes responsables des TIAC, en raison de capacités de diagnostic limitées.

7.2. Sérovars incriminés

Parmi les nombreux sérovars de *Salmonella*, seuls environ 200 sont isolés chaque année (**Andino et Hanning, 2015**), deux sérovars dominant largement et de manière constante : *S. Typhimurium* et *S. Enteritidis*, auxquels s'ajoutent parfois *S. Newport* et *S. Heidelberg*. D'autres peuvent apparaître puis disparaître de façon imprévisible (**Chlebicz & Śliżewska, 2018**).

En Afrique du Nord et au Moyen-Orient, une méta-étude a révélé la prédominance de *S. Enteritidis*, *S. Typhimurium* et *S. Kentucky* (**Al-Rifai et al., 2020**). Des sérovars moins

fréquents comme *S. Dublin* et *S. Stanleyville* ont également été isolés (**MacLennan et Levine, 2013**).

Il est important de noter que tous les sérovars de *Salmonella* sont potentiellement pathogènes, pouvant provoquer des gastro-entérites graves chez le consommateur.

7.3. Transmission et facteurs de risque

L'infection se fait principalement par ingestion de produits contaminés, crus, insuffisamment cuits ou recontaminés après cuisson (**Chlebicz & Śliżewska, 2018**).

Les produits d'origine animale comme les viandes, volailles, œufs, produits laitiers, ainsi que certains aliments transformés ou mal conservés (glaces, pâtisseries, fruits de mer) sont les vecteurs principaux (**Hoelzer et al., 2011**). Les fruits et légumes crus contaminés représentent aussi une source croissante d'infections (**Cheng et al., 2019**).

Les facteurs de risque incluent : mauvaises pratiques d'hygiène en cuisine, la consommation de viande insuffisamment cuite, contamination croisée (surfaces, ustensiles), contact avec les animaux, et certaines pratiques agricoles ou professionnelles (**Kemal, 2014**). L'usage de certains médicaments comme les IPP (inhibiteurs de pompe à protons) augmente aussi le risque d'infection (**Mughini-Gras et al., 2018**). Certaines populations vulnérables (jeunes enfants, personnes âgées, immunodéprimés) sont particulièrement exposées (**Jajere, 2019**).

7.4. Présentation clinique

Les salmonelloses non typhiques peuvent se présenter sous forme de cas isolés ou épidémiques (TIAC). Les symptômes apparaissent 4 à 72 h après ingestion de l'aliment contaminé (**Chen et al., 2013 ; Wang et al., 2020**), et varient selon la souche et la dose infectante (**Palmer et Schlauch, 2017**).

Le tableau clinique typique inclut une fièvre élevée (39–40°C), vomissements, douleurs abdominales, diarrhées (parfois sanglantes), frissons, prostration (**Gal-Mor et al., 2014 ; Hung et al., 2017**). Les formes graves entraînent déshydratation sévère et septicémie, notamment chez les sujets fragiles (**Kemal, 2014 ; Kurtz et al., 2017**).

La plupart des cas guérissent en 2 à 7 jours, mais l'excrétion fécale des salmonelles peut persister plusieurs mois, voire plus chez les enfants (**Gunn et al., 2014**).

Des complications rares mais graves peuvent inclure : septicémie, ostéomyélite, endocardite, méningite, atteintes pulmonaires ou rénales (**Biswas et al., 2011**). Dans 2 % des cas, on observe un syndrome de Reiter (arthrite réactionnelle, conjonctivite, urétrite), parfois chronique (**Heredia et García, 2018**).

8. La résistance aux antibiotiques chez les salmonelles

La résistance aux antibiotiques chez *Salmonella* représente aujourd'hui un problème important en santé publique, en particulier en lien avec les infections d'origine alimentaire. Cela est principalement dû à l'usage excessif et parfois mal contrôlé de ces médicaments, surtout dans les élevages, où ils sont utilisés pour traiter, prévenir les maladies ou encore pour favoriser la croissance des animaux **(Marshall et Levy, 2011)**.

Des études ont montré que certaines souches de *Salmonella*, isolées à partir de viandes, volailles, œufs ou lait, résistent à plusieurs antibiotiques comme la streptomycine, les tétracyclines et les sulfamides **(Singh et Mustapha, 2014)**. Ces bactéries peuvent transmettre leurs gènes de résistance à d'autres microbes dans l'intestin humain, après ingestion d'aliments contaminés **(Alexander et al., 2009)**.

Des souches plus dangereuses ont même été identifiées, comme *Salmonella* Typhimurium DT104, qui résiste à cinq antibiotiques à la fois, grâce à un fragment d'ADN appelé SGII contenant plusieurs gènes de résistance **(Bugarel et al., 2011)**. Une autre souche, *Salmonella* Kentucky ST198, est très résistante aux fluoroquinolones et a été retrouvée dans de nombreux pays, notamment en Afrique, en Europe et en Amérique **(Le Hello et al., 2011 ; Mulvey et al., 2013)**.

Aujourd'hui, *Salmonella* peut résister à plusieurs familles d'antibiotiques, comme les β -lactamines (y compris les céphalosporines), les fluoroquinolones, les aminoglycosides, les tétracyclines, les phénicolés et les sulfamides. Cela rend les infections plus difficiles à traiter, surtout dans les cas graves **(Oh et al., 2025)**.

Pour limiter ce phénomène, des organismes comme l'OMS recommandent de surveiller les résistances dans les produits alimentaires et d'encadrer strictement l'usage des antibiotiques chez les animaux **(Frye et Jackson, 2013)**.

Partie pratique

1. Contexte et objectifs de l'étude

Notre étude, qui porte sur la recherche de *Salmonella* spp. Dans des produits carnés destinés à la consommation humaine, s'inscrit dans le contexte de la lutte contre les toxi-infections alimentaires et vise à mieux comprendre la circulation de ces agents pathogènes d'origine animale. Les objectifs de ce travail sont les suivants :

- ✓ Estimer le taux de contamination des produits carnés par *Salmonella* spp.
- ✓ Identifier les souches de salmonelles isolées.
- ✓ Évaluer leur profil de sensibilité à différents antibiotiques, dont certains sont couramment utilisés en médecine humaine, afin de mieux appréhender la problématique de la multirésistance et d'alerter les autorités sanitaires sur les risques pour la santé publique.
- ✓ Extraire l'huile essentielle du thym (*Thymus vulgaris*) puis évaluer son activité antibactérienne contre les souches isolées

2. Matériel et Méthodes

2.1. Matériel

2.1.1. Matériel de prélèvement

- Sacs de prélèvements stériles préalablement numérotés et identifiés.
- Pains de glace
- Gants.

2.1.2. Matériel d'analyses microbiologiques

Nous avons utilisé des équipements classiques d'un laboratoire de microbiologie. Les milieux de culture, les réactifs et les disques d'antibiotiques utilisés sont décrits dans la partie « analyses microbiologiques ».

2.2. Méthodes

2.2.1. Echantillonnage

Un total de 60 échantillons a été collecté, comprenant 30 échantillons de poulet haché et 30 échantillons d'abats. Ces échantillons ont été prélevés dans les communes de Zeghaïa, Oued Endja et Mila, à partir de 15 points de vente de volaille, durant la période allant du 15 mars au 1er mai 2025.

Les prélèvements ont été effectués dans des sacs stériles et accompagnés d'une fiche de renseignement précisant la date et le lieu de collecte. Après leur prélèvement, les échantillons ont été maintenus au froid jusqu'à leur analyse.

L'ensemble des analyses microbiologiques a été réalisé le jour même au laboratoire, dans le but de préserver l'intégrité microbiologique des échantillons et de garantir la fiabilité des résultats obtenus.

2.2.2. Méthodes d'analyses bactériologiques

Les analyses microbiologiques ont été effectuées au sein du laboratoire pédagogique du Centre universitaire Abdelhafid Boussouf.

2.2.2.1. Recherche du *Salmonella*

Les analyses bactériologiques pour la recherche de *Salmonella* ont été réalisées dans le respect de la norme ISO 6579-1 : 2017 en 4 étapes :

- **Le pré-enrichissement**

C'est une étape qui permet de récupérer les bactéries ayant subi un stress. Une prise d'essai de 15g de chaque échantillon a été broyée manuellement rajoutée à 135 mL d'Eau Peptonée Tamponnée à raison de 1/10. Après homogénéisation pendant 2 minutes, tous les échantillons ont été ensuite incubés à 37°C pendant 18 h $\pm$ 2 h (figure 05).



Figure 05 : Pré-enrichissement dans L'EPT (Photo personnelle).

- **L'enrichissement sélectif**

Il favorise la multiplication des salmonelles par rapport à la flore compétitrice. Un (01) mL du bouillon pré-enrichi a été transféré dans 10 mL du bouillon Muller-Kauffmann tétrathionate novobiocine MKTTn, et incubé à 37°C pendant 24 h (figure 06).

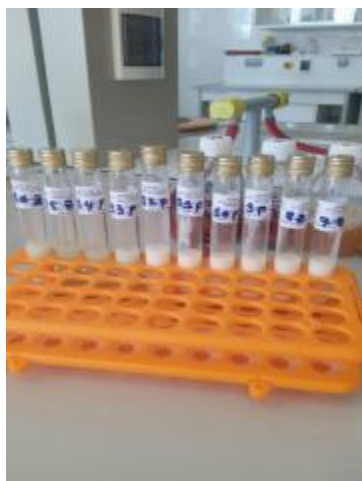


Figure 06 : Enrichissement dans le MKTTn (Photo personnelle)

- L'isolement sur milieu sélectif

Par la technique des stries d'épuisement, une goutte de culture d'enrichissement estensemencée sur l'un des milieux suivants : *Salmonella-Shigella* et Hektoen. Les boîtes de Pétri sont incubées à 37°C pendant 20 à 24 h.

Après incubation, on examine les boites afin de rechercher la présence de colonies caractéristiques des salmonelles pour le milieu d'isolement utilisé.

Il est à rappeler que les colonies des salmonelles sur milieu Hektoen apparaissent vertes à centre Noire, indiquant qu'elles ne fermentent pas les sucres inclus dans ce milieu et produisent l'H₂S (Figure 07)

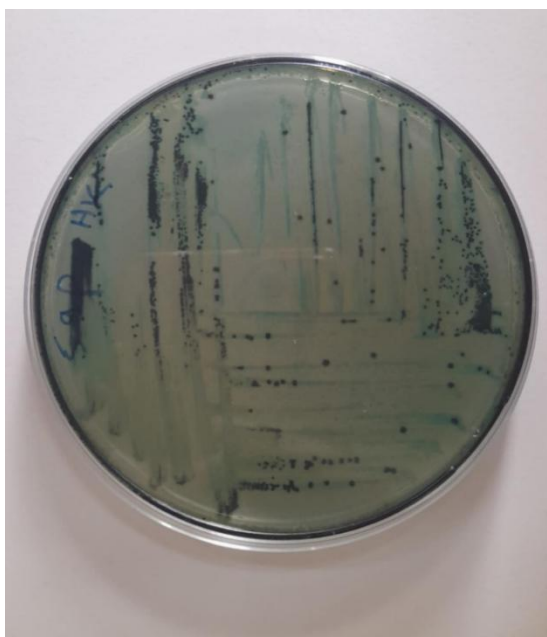


Figure 07 : Aspect de colonies suspectes de *Salmonella* spp sur milieu Hektoen (Photo personnelle)

- L'identification des souches isolées

Après l'isolement sur milieux sélectifs, les colonies suspectes de *Salmonella* spp. subissent une série de tests pour confirmer leur identification.

Le protocole suivi comprend les étapes suivantes :

- **Purification des colonies**

Les colonies suspectes sont repiquées sur gélose Hektoen pour permettre une meilleure observation des caractéristiques morphologiques.

- **Coloration de Gram**

La coloration de Gram est effectuée à ce stade pour vérifier que les bactéries sont bien des bacilles Gram négatif, ce qui est typique de *Salmonella* spp. Cette étape se fait immédiatement après la purification, avant d'engager les tests biochimiques.

Pour ce faire, un frottis est préparé en déposant une goutte d'eau distillée sur une lame, puis en y étalant une fraction d'une colonie isolée. Après séchage à l'air, la lame est fixée à la flamme. La coloration se fait selon les étapes suivantes : application du violet de gentiane pendant 1 minute, du Lugol pendant 1 minute, rinçage, décoloration à l'éthanol à 95 %, puis contre-coloration avec la fuch sine. L'observation se fait à l'objectif à immersion ($\times 100$). Les bacilles Gram négatif apparaissent en rose (Figure 08).

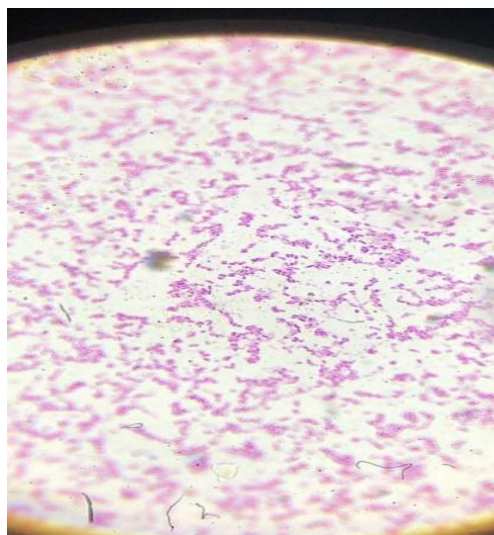


Figure 08 : Aspect microscopique du genre *Salmonella* après coloration de Gram (G $\times 100$)
(Photo personnelle).

- **Galerie biochimique classique**

Les souches confirmées Gram négatif sont ensuite soumises à une série de tests biochimiques pour affiner l'identification :

A. Triple Sugar Iron (TSI) : Fermentation des sucres

Ce milieu permet d'étudier la fermentation de trois sucres (glucose, lactose, saccharose), d'apprécier la production ou non d' H_2S et de noter la production ou non de gaz à partir du glucose (**Dellarras, 2007**). La technique consiste à ensemencer le culot par piqûre puis la pente de la gélose par des stries serrées, la lecture se fait après 18h d'incubation à 37°C. Le profil typique de *Salmonella* se manifeste par une pente rouge (absence de fermentation du lactose et du saccharose), un fond jaune (fermentation du glucose uniquement), accompagné souvent d'un noircissement du milieu dû à la production de H_2S , et parfois de bulles ou fissures indiquant une production de gaz (Figure 09).

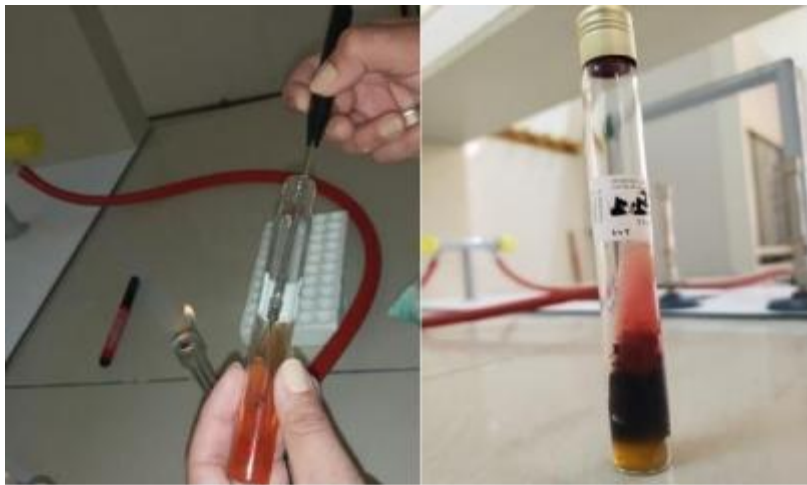


Figure 09 : Identification des souches isolées par le test TSI (Photo personnelle).

B. Test de réduction des nitrates

Ce test permet de déterminer la capacité d'une bactérie à réduire les nitrates (NO_3^-) en nitrites (NO_2^-). Le test est réalisé en ensemencement un bouillon nitrate avec la souche bactérienne, puis incubé à 37 °C pendant 24 heures. Ensuite, on ajoute successivement quelques gouttes des réactifs NIT 1 (sulfanilamide) et NIT 2 (α -naphtylamine). L'apparition immédiate d'une coloration rouge indique la présence de nitrites et constitue une réaction positive.

Les salmonelles, à l'instar de la majorité des entérobactéries, possèdent l'enzyme nitrate réductase et donnent donc une réaction positive, marquée par une coloration rouge (Figure10).



Figure 10 : Réaction positive au test de nitrates (Photo personnelle)

C. Test d'uréase

L'uréase est une enzyme capable d'hydrolyser l'urée en ions ammonium et en carbonate. Le test repose sur l'ensemencement d'un milieu Urée-Tryptophane avec une colonie bactérienne, suivi d'une incubation à 37 °C pendant 24 heures. En cas de production d'uréase, l'hydrolyse de l'urée libère de l'ammoniac, ce qui augmente le pH du milieu. Cette alcalinisation entraîne un changement de couleur de l'indicateur rouge de phénol, qui vire progressivement au rose, puis au rouge foncé (**Guillaume, 2004**).

Les *Salmonella* spp. Étant uréase négatives, elles ne produisent pas cette enzyme. Par conséquent, le test est négatif et le milieu conserve sa couleur jaune ou orange (Figure 11).

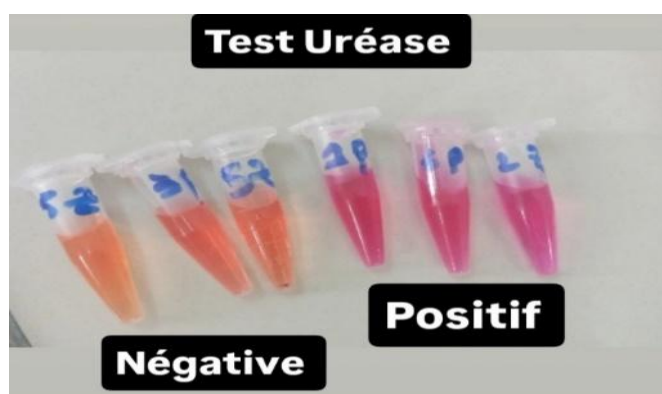


Figure 11 : Test de l'uréase (Photo personnelle)

D. Test TDA

Le test TDA (Tryptophane Désaminase) permet de mettre en évidence la capacité de certaines bactéries à désaminer le tryptophane, produisant ainsi de l'acide indolpyruvique (Koneman, 2006).

Quelques gouttes de réactif pour la recherche de la TDA : le perchlorure de fer, sont ajoutées au milieu urée-indole ensemencé et incubé. Une couleur brun-rouge signe la présence d'un TDA

Les *Salmonella* n'en possèdent pas, contrairement aux *Proteus* et le test donne une couleur jaune (inchangée) (Figure 12) (WHO, 2003).

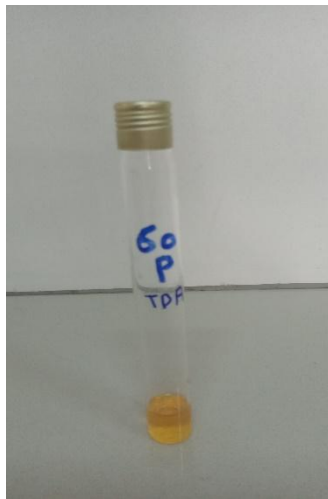


Figure 12 : Test de TDA négatif (photo personnelle)

E. Test d'indole

Le test Indole, quant à lui, vérifie la capacité d'une souche à produire de l'indole à partir du tryptophane grâce à l'enzyme tryptophanase. Après incubation dans le milieu urée – indole à 37 °C pendant 24 à 48 heures, l'ajout de réactif de Kovacs permet la détection d'un anneau rouge en surface indiquant un résultat positif (MacFaddin, 2000). Dans le cas contraire, le test donne un résultat négatif (anneau jaune) pour les *salmonelles*. Elles sont dites indole négative (Figure 13).

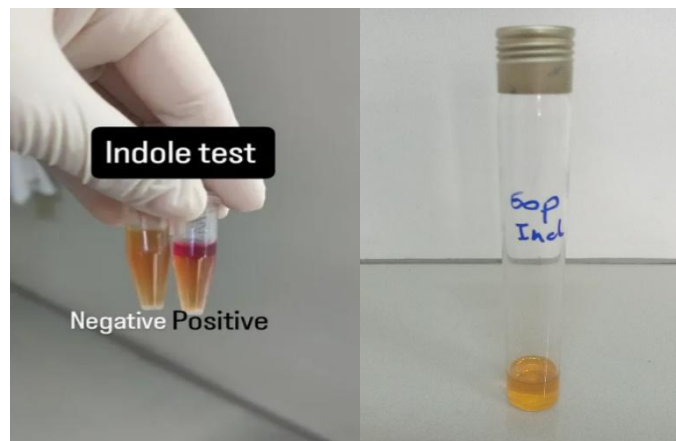


Figure 13 : Test d'indole (Photo personnelle)

F. Test citrate de Simmons

Ce test est effectué sur le milieu citrate de Simmons qui contient le bleu de bromothymol comme indicateur de pH. La pente du milieu est ensemencée avec des stries puis l'incuber à 37°C pendant 24 h. Seules les bactéries capables d'utiliser le citrate peuvent se cultiver sur ce milieu en l'alcalinisant (Figure 14). Cette alcalinisation se traduit par un virage du milieu vers le bleu (**Tankeshwar, 2013**)

La plupart des espèces de *Salmonella* sont capables d'utiliser le citrate comme source de carbone et donnent un résultat positif (virage au bleu du milieu) (**Leboffe, 2021**).

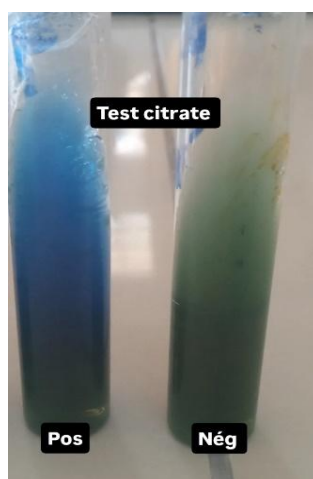


Figure 14 : Test de citrate de Simmons (Photo personnelle)

G. Teste Mannitol – mobilité

Une colonie pure isolée à partir de la gélose Hektoen est prélevée puis ensemencée par piqûre centrale à l'aide d'une aiguille droite dans un tube contenant le milieu mannitol-mobilité. L'incubation est réalisée à 37 °C pendant 24 heures.

Ce test permet d'évaluer à la fois la mobilité bactérienne et la capacité à fermenter le mannitol (Madigan et Martinko, 2007). Les bactéries immobiles se développent uniquement le long de la ligne de piqûre, tandis que les bactéries mobiles diffusent dans tout le milieu, entraînant une turbidité homogène autour de la piqûre. La fermentation du mannitol est détectée par un changement de couleur de l'indicateur rouge de phénol vers le jaune, en raison de l'acidification du milieu (Figure 15).

Les *Salmonella* apparaissent généralement mobiles, montrant une diffusion nette depuis la piqûre centrale, accompagnée d'un virage de couleur du rouge au jaune, indiquant qu'elles sont capables de fermenter le mannitol (Figure16).

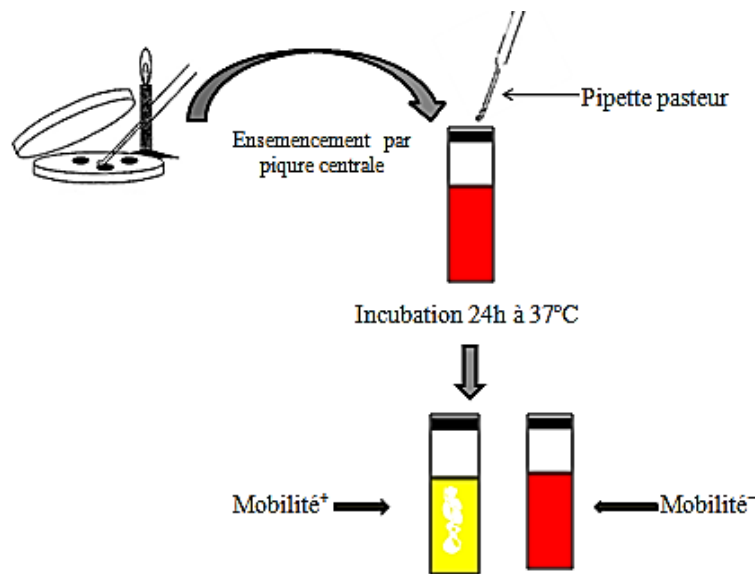


Figure 15 : Lecture du teste mannitol- mobilité

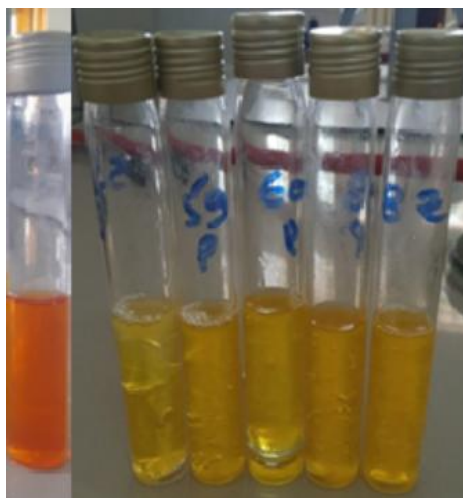


Figure 16 : Test de Mannitol-mobilité effectué sur des souches de *Salmonella* (photos personnelle)

✓ **Tests RM (Rouge de Méthyle) et VP (Voges-Proskauer)**

Les tests RM et VP sont réalisés à partir d'un même milieu : le bouillon de Clark et Lubs (ou MR-VP), un milieu glucosé utilisé pour différencier les voies métaboliques de fermentation du glucose chez les entérobactéries (Figure 17).

Après inoculation aseptique du bouillon avec une culture bactérienne pure, l'incubation est réalisée à 37 °C pendant 24 à 48 heures. À l'issue de cette incubation, deux réactions distinctes sont effectuées sur des aliquotes séparées du même tube de culture.



Figure 17 : Milieu Clark et Lubs (photos personnelle)

✓ **Test RM (Rouge de Méthyle)**

Ce test détecte la production d'acides organiques stables issus de la fermentation acide mixte. On ajoute 5 gouttes de rouge de méthyle à 1 mL de bouillon incubé. La production importante d'acides abaisse le pH, et le milieu vire au rouge vif, indiquant une réaction positive. En revanche, une coloration jaune ou orangée indique un pH plus élevé (supérieur à 6), ce qui traduit une réaction négative (**Koneman et al., 2006**). *Salmonella* fermentent le glucose par la voie acide mixte et sont donc RM positives (Figure 18).

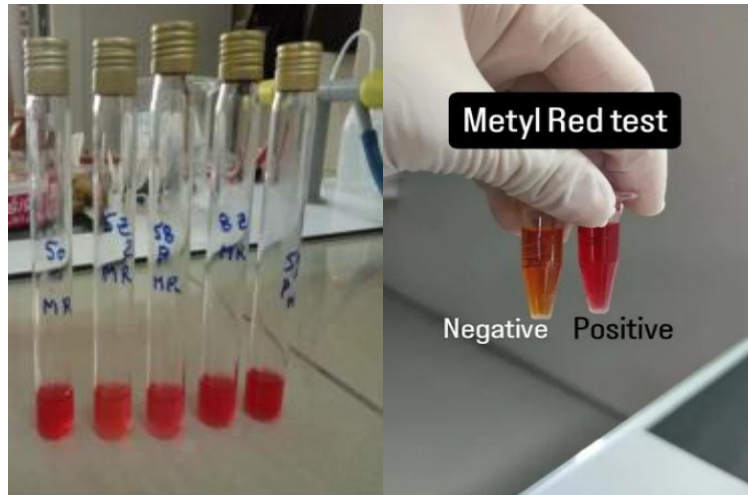


Figure18 : Test RM, rouge de méthyle (Photo personnelle)

✓ Test VP (Voges-Proskauer)

Le test VP permet de détecter la production d'acétoïne, un métabolite intermédiaire de la voie butanediolique. À 1 mL du même bouillon incubé, on ajoute successivement 15 gouttes d' α -naphthol (réactif VPI) puis 5 gouttes de KOH (réactif VP II). Le tube est ensuite vigoureusement agité puis laissé au repos à température ambiante pendant quelques minutes. L'apparition d'une coloration rose, rouge ou brunâtre indique une réaction VP positive, due à la présence d'acétoïne. L'absence de changement de couleur, maintenant le milieu jaune clair, traduit une réaction négative (**MacFaddin, 2000**).

Salmonella ne produit pas d'acétoïne ; elle est donc VP négatives, et le milieu ne présente aucune coloration caractéristique après ajout des réactifs (Figure19).



Figure19 : Test de Voges-Proskauer (Photo personnelle)

H. Test LDC (Lysine Décarboxylase)

Le test LDC permet de détecter la présence de l'enzyme lysine décarboxylase, qui transforme la lysine en cadavérine, un composé basique. Il est réalisé à l'aide du milieu de Møller enrichi en L-lysine, accompagné d'un tube témoin sans acide aminé. Après ensemencement de chaque tube avec une suspension bactérienne, une couche d'huile de vaseline stérile est ajoutée pour créer un environnement anaérobie, puis l'ensemble est incubé à 37 °C pendant 18 à 24 heures.

La fermentation du glucose présente dans le milieu abaisse d'abord le pH, provoquant un virage de couleur violet vers le jaune. En cas de présence de lysine décarboxylase, la lysine est dégradée en cadavérine, ce qui réalcalinise le milieu, le faisant revirer au violet pourpre : il s'agit d'une réaction positive. Le milieu témoin, ne contenant pas de lysine, reste jaune en l'absence de décarboxylation.

Les *Salmonella* spp. Possèdent l'enzyme LDC et donnent généralement une réaction positive : le tube contenant la lysine devient violet, tandis que le témoin reste jaune (Figure20).



Figure 20 : Test LDC (Figure personnelle)

2.3. Etude de la sensibilité aux antibiotiques

L'étude de la sensibilité des souches isolées aux antibiotiques (antibiogramme) a été réalisée par la méthode de diffusion en milieu solide (méthode des disques) sur gélose Mueller-Hinton, selon les recommandations du Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie (CA-SFM, 2024). Les antibiotiques testés sont couramment utilisés en médecine humaine et vétérinaire, comme présenté dans le tableau ci-dessous (Tableau 02).

Tableau 02 : Différentes molécules d'antibiotique testées

Famille		Antibiotique	Sigle	Concentration (µg)
Aminosides		Gentamicine	CN	10
		Amikacine	AK	30
		Tobramycine	TOB	10
Bêta-lactamines	Pénicillines	Ampicilline	AM	10
	Céphalosporines	Céfotaxime	CTX	30
	Carbapénèmes	Imipénem	IMP	10
	Monobactames	Aztréonam	ATM	30
Quinolones	1 ^{ère} génération	Acide nalidixique	NA	30
	Fluoroquinolones	Ciprofloxacine	CIP	5
		Lévofloxacine	LEV	5
Tétracyclines		Tétracycline	TE	30
Amphénicols		Chloramphénicol	C	30
Polymyxines		Colistine	CT	10

2.3.1. Préparation de la suspension bactérienne

À partir d'une culture pure et jeune (18 à 24 heures) sur un milieu d'isolement adapté, quelques colonies bien isolées et morphologiquement identiques ont été prélevées à l'aide d'une pipette Pasteur stérile. Ces colonies ont été mises en suspension dans 9 mL d'eau physiologique stérile, puis homogénéisées soigneusement.

La densité de la suspension a été vérifiée à l'aide d'un spectrophotomètre UV-visible utilisé en tant que densitomètre. Selon les recommandations du **CA-SFM (2024)**, l'absorbance mesurée à 625 nm doit être comprise entre 0,08 et 0,13, ce qui correspond à une turbidité équivalente à 0,5 McFarland, valeur standard pour les antibiogrammes (Figure 21).

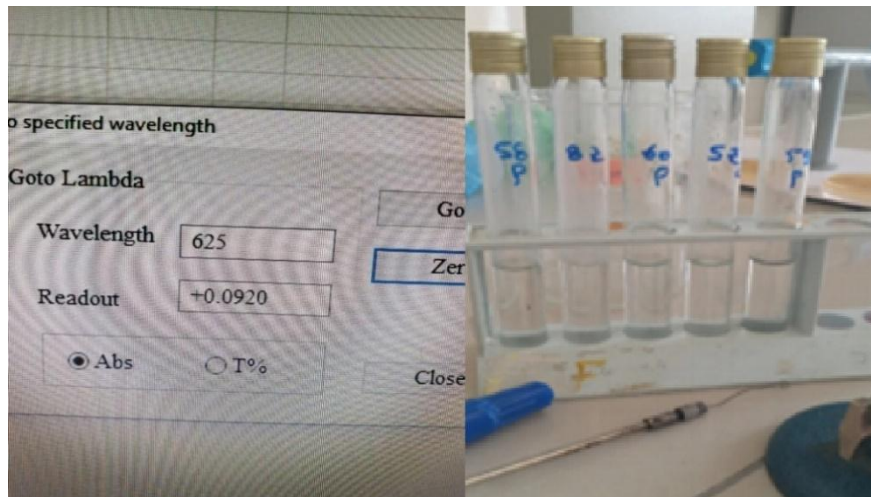


Figure 21 : Préparation de la suspension bactérienne (photo personnelle)

2.3.2. Ensemencement de la gélose

Un écouvillon stérile est trempé dans la suspension, puis essoré contre la paroi du tube. La gélose Mueller-Hinton préalablement coulé dans une boîte de Petri est ensemencée par stries serrées en trois passages successifs en tournant la boîte de 60° à chaque fois. L'écouvillon est également passé sur la périphérie de la gélose. Dans le cas où l'on ensemence plusieurs boîtes de Pétri, il faut recharger l'écouvillon à Chaque fois

2.3.3. Application des disques d'antibiotiques

Les disques antibiotiques sont déposés à la surface de la gélose à l'aide de pinces bactériologiques stériles, sans les déplacer une fois en place. Chaque boîte de 90 mm ne contient pas plus de six disques, espacés d'environ 25 mm (Figure 22).



Figure 22 : Application des disques d'antibiotiques sur la gélose Muller-Hinton.

2.3.4. Incubation

Les boîtes sont laissées en pré-diffusion pendant 30 minutes à température ambiante, puis incubées à 37 °C pendant 18 à 24 heures.

2.3.5. Lecture des résultats

Les zones d’inhibition sont mesurées avec précision à l’aide d’un pied à coulisse, par transparence à travers le fond de la boîte fermée (Figure 23).

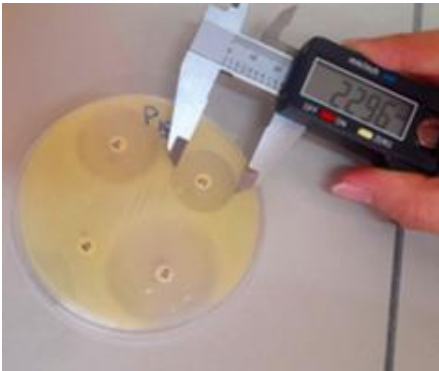


Figure 23 : Mesure des diamètres d’inhibition autour des disques d’antibiotiques.

Les diamètres sont ensuite comparés aux seuils critiques des standards de l’*European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing* (EUCAST 2024), présentés dans le tableau 3, afin de classer les souches dans l’une des catégories suivantes : sensible (S), intermédiaire (I) ou résistante (R).

Tableau 03 : Valeurs critiques des diamètres de zones d’inhibition pour *Salmonella* selon l’EUCAST, 2024 (pour salmonelles alimentaires)

Antibiotique (code)	Sensible (S)	Intermédiaire (I)	Résistant (R)
Gentamicine (CN)	≥ 16 mm	14-15 mm	≤ 13 mm
Céfotaxime (CTX)	≥ 25 mm	23-24 mm	≤ 22 mm
Amikacine (AK)	≥ 16 mm	14-15 mm	≤ 13 mm
Aztreonam (ATM)	≥ 25 mm	23-24 mm	≤ 22 mm
Imipenème (IMP)	≥ 22 mm	20-21 mm	≤ 19 mm
Ciprofloxacine (CIP)	≥ 25 mm	22-24 mm	≤ 21 mm
Lévofloxacine (LEV)	≥ 22 mm	19-21 mm	≤ 18 mm
Tobramycine (TOB)	≥ 15 mm	13-14 mm	≤ 12 mm
Ac. nalidixique (NA)	≥ 19 mm	16-18 mm	≤ 15 mm
Tétracycline (TE)	≥ 18 mm	15-17 mm	≤ 14 mm
Chloramphénicol (C)	≥ 18 mm	15-17 mm	≤ 14 mm
Ampicilline (AM)	≥ 17 mm	14-16 mm	≤ 13 mm

2.4. Etude de la sensibilité des souches isolées vis-à-vis l'huile essentielle du thym

Les souches de *Salmonella* isolées durant cette étude sont ensuite testées vis –à-vis l'huile essentielle (HE) du *Thymus vulgaris* (thym, zaitra).

2.4.1. Extraction de l'huile essentielle du thym

Pour extraire l'HE testée durant cette étude, nous avons utilisé la partie aérienne du thym (Zaitra), acquis sur les marchés d'Alger. La plante a ensuite été mise à sécher à l'ombre pendant 3 à 4 jours (Figure 24).



Figure 24: Séchage de la partie aérienne du thym (photo personnelle)

L'huile essentielle du thym a été ensuite extraite par la méthode d'hydrodistillation au moyen d'un dispositif d'extraction de type Clevenger qui utilise de la vapeur d'eau pour transporter les huiles essentielles (Figure 25).



Figure 25 : Appareil de l'extraction des huiles essentielle (Clevenger) (photo personnelle)

Le processus d'extraction a suivi les étapes suivantes :

Une quantité de 50 grammes du matériel végétal a été pesée et broyée dans un mortier. Le broyat est rajouté dans un ballon chauffant de 1 litre rempli à moitié (500 ml) d'eau distillée.

Le mélange est porté à ébullition. Les vapeurs chargées d'huile essentielle sont transportées à travers un tube vertical vers un serpentin de refroidissement et retombe vers le robinet de l'appareil. En raison de la différence de densité entre l'eau distillée et l'huile essentielle, l'huile reste à la surface de l'eau distillée.

Après la récupération de la phase aqueuse, l'huile essentielle est recueillie dans un tube Eppendorf (Figure 26). L'huile essentielle a été ensuite conservée au réfrigérateur jusqu'à utilisation.



Figure 26 : Huile essentielle du thym

2.4.2. Evaluation de l'activité antibactérienne de l'HE du thym

L'activité antibactérienne de l'huile extraite contre les cinq souches bactériennes du genre *Salmonella* isolées durant cette étude, a été évaluée par la méthode de diffusion de disque ou aromatoگرامme, qui dérivé de l'antibiogramme. Cette méthode évalue l'effet inhibiteur de la croissance bactérienne par une huile essentielle, en remplacement des antibiotiques. Cette méthode a pour principe de mesurer le diamètre d'inhibition autour d'un disque de cellulose imprégné de l'huile essentielle mis au contact direct d'un milieu gélosé, offrant ainsi une évaluation de son efficacité contre les bactéries (**Goncalves et al., 2019**).

Pour cela nous avons utilisé le protocole suivant :

- Préparation de la suspension bactérienne et ensemencement du milieu gélosé MH : ils ont été réalisés de la même manière que l'antibiogramme.
- Dépôt de disques : À l'aide d'une pince stérile, deux disques de papier Wattman préalablement stérilisés, d'un diamètre de 6 mm, sont également déposés sur le milieu gélosé. À l'aide d'une micropipette, le premier disque est imprégné de 5 µl d'huile essentielle du thym.

Le deuxième disque est ensuite imprégné de 5 μ l de DMSO en tant que témoins négatif (Figure 27)

Les boîtes de Petri sont ensuite fermées, tournées et incubées dans l'étuve à 37 °C pendant 24 heures.



Figure 27: Etapes de distribution des disques (Photo personnelle)

2.4.3. Lecture de l'aromatogramme

La lecture des résultats se fait comme l'antibiogramme par la mesure du diamètre en mm de la zone d'inhibition autour de chaque disque.

3. Résultats et discussion

3.1. Prévalence des salmonelles dans les échantillons du poulet

La recherche des souches de *Salmonella* a été réalisée conformément aux recommandations de la norme ISO 6579-1, en suivant quatre étapes successives : le pré-enrichissement non sélectif, l'enrichissement sélectif, l'isolement sur milieux sélectifs, puis l'identification biochimique. Cette dernière étape permet de confirmer l'identité des souches en se basant sur le profil biochimique typique des *Salmonella* spp.. Les résultats observés sont présentés dans le tableau 4 ci-dessous.

Tableau 4 : Profil biochimique des souches isolées de *Salmonella* spp. selon les tests réalisés

Test biochimique	Résultat attendu pour <i>Salmonella</i> spp.
TSI (Triple Sugar Iron)	Glucose (+), Lactose (–), Saccharose (–), H ₂ S (+), gaz (±)
Réduction des nitrates	Positif
Uréase	Négatif
TDA	Négatif
Indole	Négatif
Citrate de Simmons	Positif
Mannitol / Mobilité	Fermentation (+) / Mobilité (+)
Rouge de Méthyle (RM)	Positif
Voges-Proskauer (VP)	Négatif
LDC (Lysine décarboxylase)	Positif

Ainsi, parmi les 60 échantillons de poulet analysés dans cette étude, cinq souches de *Salmonella* ont été isolées, purifiées et identifiées, représentant un taux de contamination de 8,33 %. Ce résultat, bien que puisse sembler faible à première vue, il demeure préoccupant du point de vue de la santé publique, car il dépasse les limites fixées par les normes réglementaires. En effet, la législation algérienne, à travers l'Arrêté interministériel du 2 Moharram 1438 (correspondant au 4 octobre 2016), publié au Journal Officiel n°39 du 2 juillet 2017, exige l'absence totale de *Salmonella* dans les denrées alimentaires. Cette exigence, partagée par la plupart des normes internationales (EFSA & ECDC, 2023), reflète le risque sanitaire réel que représente cette bactérie, même à des concentrations faibles.

La contamination de la viande de volaille par *Salmonella* peut se produire à différentes étapes de la chaîne de production. L'un des principaux facteurs reste l'introduction d'animaux déjà porteurs de la bactérie, ce qui favorise la présence de *Salmonella* sur les viandes au moment de l'abattage (Kirchner *et al.*, 2011). Dans le cas des volailles, ce portage est particulièrement fréquent, car cette espèce est reconnue comme étant un réservoir majeur de

salmonelles (**Shaji et al., 2023**). De nombreuses études ont confirmé que les volailles, notamment les poulets de chair, présentent des taux de portage intestinal très élevés, ce qui constitue une source importante de contamination lors de la transformation en carcasse (**Bounar-Kechih et al., 2012 ; Wigley, 2024**). D'autre part, les conditions de manipulation dans les boucheries, où l'hygiène du personnel, l'état du matériel, l'absence de désinfection rigoureuse, et la réutilisation fréquente de surfaces contaminées favorisent la transmission croisée. Plusieurs auteurs confirment que ces facteurs humains et matériels jouent un rôle majeur dans la dissémination de la bactérie. **Kidanemariam et al. (2010)**, **Adetunde et al. (2011)**, **Muluneh & Kibret (2015)**, **Bersisa et al. (2019)** ont souligné le rôle de l'hygiène corporelle et vestimentaire, tandis que d'autres comme **Aftab et al. (2012)**, **Serraino et al. (2012)**, et **Buncic et al. (2014)** ont mis en évidence la contamination à partir des plumes et peaux. L'effet de l'environnement a été noté par **Pearce et al. (2006)**, et celui du matériel par **Biswas et al. (2011)**, **Teklu & Negussie (2011)** et **Okafor et al. (2020)**. Enfin, **Costa et al. (2020)** ont montré l'impact direct des méthodes d'abattage et de découpe sur les taux de contamination des carcasses.

Dans notre cas, bien que les échantillons aient été collectés dans des boucheries de la wilaya de Mila, il est nécessaire de considérer les conditions globales de production dans la région. En effet, cette wilaya, comme de nombreuses autres en Algérie, ne dispose pas d'abattoirs modernes répondant aux normes sanitaires internationales. L'abattage y est souvent réalisé dans des structures artisanales, sans séparation adéquate des zones propres et souillées. De plus, la volaille est une espèce bien connue pour son fort taux de portage intestinal de *Salmonella*, ce qui augmente fortement le risque de contamination dès les premières étapes de la chaîne.

Le taux de 8,33 % observé durant cette étude s'inscrit dans une fourchette large de valeurs rapportées par la littérature (Figure 28). Par exemple, des taux bien plus élevés ont été observés dans certaines régions d'Algérie, **Djeffal et al. (2018)** ont signalé un taux de 34,3% dans les élevages de Skikda, atteignant même 100% dans les échantillons prélevés dans les abattoirs. **Mezali et al. (2019)** ont quant à eux rapporté une prévalence de 63,1% à Alger. En revanche, d'autres études ont trouvé des taux plus faibles. **Bellil et al. (2024)** à Béjaïa ont observé un taux global de 2,33% sur 430 échantillons, avec des variations selon les types de prélèvements : 5,5% pour la viande, 2% pour les gésiers et intestins, et 0,6% pour les abats. D'autres travaux comme ceux de **Ouaret et al. (2021)** (12%) et **Guechtouli et al. (2024)** (24,28 %) confirment une variabilité importante, influencée par les pratiques locales et les contextes d'échantillonnage. À l'international, des pays comme la Chine (26,4% ; **Sun et al.,**

2021) et la Corée du Sud (79% ; **Kim et al., 2025**) présentent des niveaux alarmants. Des taux proches du nôtre ont été relevés au Pakistan (9,27% ; **Sajid et al., 2015**), en Arabie Saoudite (9,3% ; **Aljasir et al., 2025**) et en Irak (12,7 % ; **Kanaan et al., 2023**), tandis que la Turquie (38 % ; **Kayseri, 2019**) et la Tunisie (19,9% des fermes ; **Oueslati et al., 2021**) montrent une persistance du problème dans la région MENA.

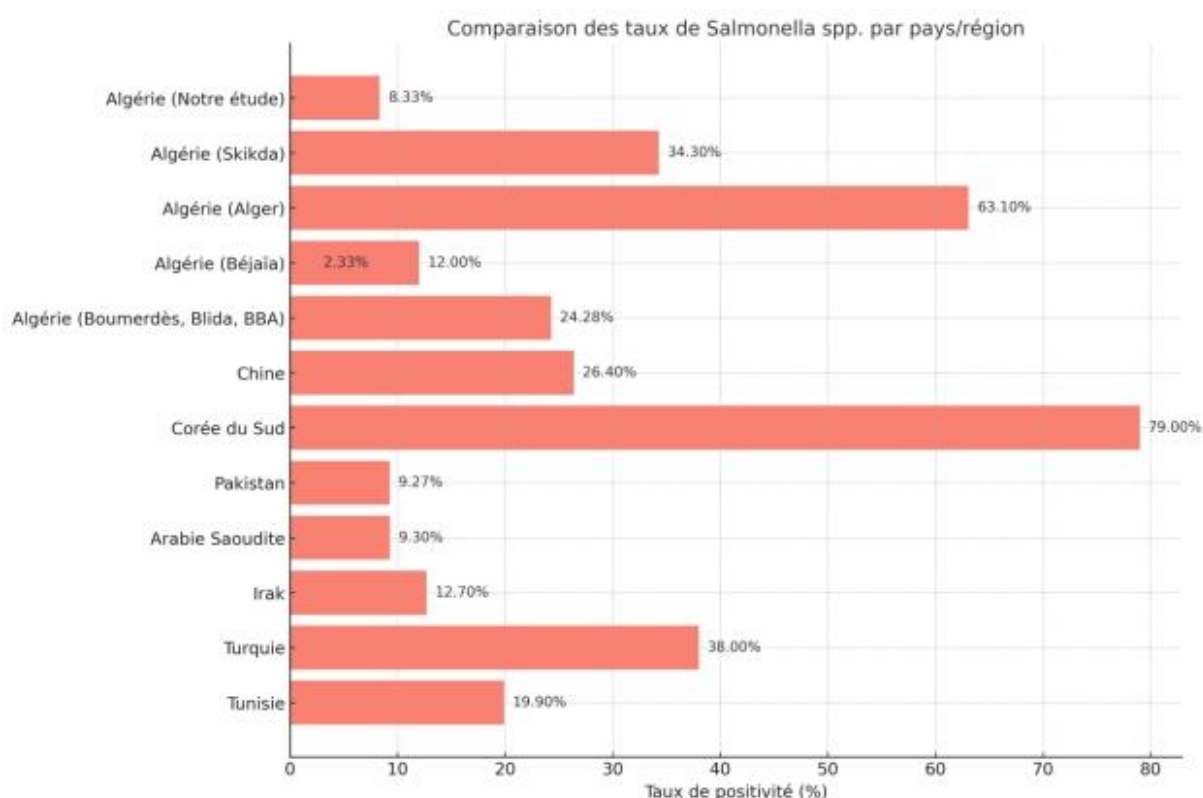


Figure 28 : Taux de *Salmonella* observés dans différentes régions ou pays, incluant notre propre étude menée en Algérie.

La grande variabilité des taux de prévalence s'explique par plusieurs facteurs : la méthode de prélèvement (échantillons frais ou congelés, prélevés en abattoir ou en point de vente), la période de l'étude (avec des effets saisonniers bien documentés), les techniques utilisées pour l'isolement et l'identification (culture, PCR, sérotypage), ainsi que les pratiques d'hygiène et de biosécurité. Le niveau de sensibilisation, les conditions de transport et d'abattage, et les infrastructures locales influencent également les résultats.

Le taux d'isolement de 8,33% trouvé dans notre étude constitue un indicateur préoccupant, mais reste dans la moyenne inférieure des résultats rapportés en Algérie et à l'international. Il témoigne d'une circulation non négligeable de *Salmonella* spp. Dans les produits avicoles,

nécessitant des mesures de prévention renforcées tout au long de la chaîne de production, notamment dans les segments de la transformation et de la distribution.

Parmi les 30 échantillons d'abats analysés, 2 cas de contamination ont été détectés (soit 6,67 %), tandis que 3 échantillons positifs ont été identifiés sur les 30 échantillons de poulet haché (soit 10 %). Cependant, il est important de souligner que le nombre restreint d'échantillons analysés ainsi que le faible nombre de résultats positifs limitent fortement la portée statistique de cette étude. Dans ce contexte, il n'est pas pertinent d'établir une comparaison rigoureuse entre les deux types de matrices (abats vs poulet haché), en raison de la rudimentarité des données disponibles.

En outre, la proximité des taux de contamination observés entre les abats et le poulet haché s'explique vraisemblablement par la possibilité de contaminations croisées entre ces deux types de viandes. Ceci est dû à plusieurs facteurs qui favorisent ce type de transfert microbien, notamment le stockage des produits dans un même réfrigérateur, facilitant le contact indirect via l'environnement froid humide ; le processus d'éviscération, durant lequel un contact direct entre les viandes peut survenir ainsi que la manipulation par les opérateurs utilisant les mêmes ustensiles, surfaces ou équipements, ou encore l'insuffisance d'hygiène des mains entre deux traitements de produits différents. Ces circonstances créent un environnement propice à la dispersion des agents pathogènes entre les produits carnés vendus dans le même endroit.

3.2. Etude de la résistance aux antibiotiques chez les souches isolées

Dans cette étude portant sur la résistance des souches de *Salmonella* isolées à partir de viandes blanches, l'objectif principal était de caractériser leur profil de sensibilité aux antibiotiques à travers une analyse basée sur les critères EUCAST 2024.

Cinq souches ont été isolées et testées contre treize antibiotiques appartenant à différentes familles. Des zones d'inhibition de diamètres de différents ont été observés (figure 29).

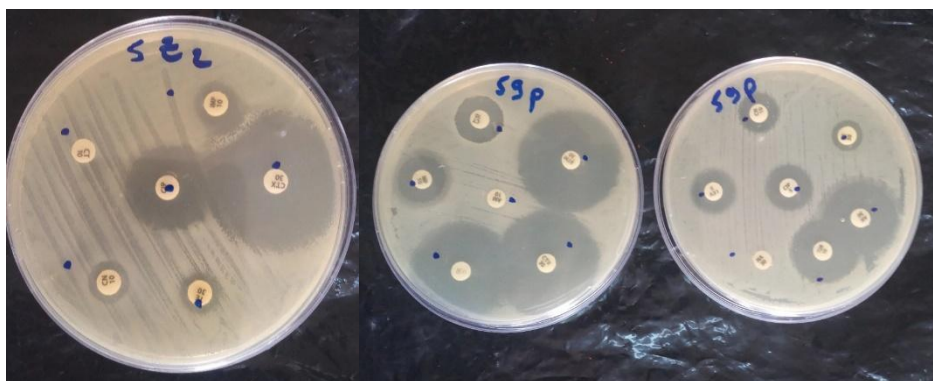


Figure 29 : Exemples de zones d'inhibition observées durant cette étude (photo Personnelle)

Le tableau 5 résume les résultats obtenus, les taux de résistance par souche et par molécule, ainsi que la présence de profils multirésistants.

Tableau 05 : Résultats complets de l'antibiogramme des 5 souches isolées

Classe d' ATB	Sous-classe	ATB	59 P	5Z	60 P	8Z	58 P	Taux de résistance (%)
β - lactamines	Céphalosporines 3 ^e génération	CTX	S	S	S	R	R	40,00 %
	Monobactames	ATM	S	S	S	S	R	20,00 %
	Carbapénèmes	IMP	R	R	R	R	R	100,00 %
	Pénicillines	AMP	R	R	R	I	R	80,00 %
Quinolones	1 ^{re} génération	NA	R	R	R	S	R	80,00 %
	Fluoroquinolones	CIP	R	I	R	S	S	40,00 %
		LEV	R	R	R	R	I	80,00 %
Aminosides		CN	I	R	S	S	R	40,00 %
		AK	S	S	S	S	S	0,00 %
		TOB	S	R	S	S	S	20,00 %
Tétracyclines		TE	R	R	S	R	S	60,00 %
Phénicoles		C	S	R	I	I	S	20,00 %
Total			6R	8R	5R	4R	6R	48,33 %

(CN) : Gentamicine, (CTX) : Céfotaxime, (AK) : Amikacine, (ATM) : Aztreonam, (IMP) : Imipénème, (CIP) : Ciprofloxacine, (LEV) : Lévofloxacine, (TOB) : Tobramycine, (NA) : Acide nalidixique, (TE) : Tétracycline, (C) : Chloramphénicol, (AM) : Ampicilline

Les taux de résistance varient d'une souche à l'autre avec des profils différents de l'une à l'autre. La multirésistance est présente dans 4 souches sur 5, avec des profils MDR (résistance à au moins 3 familles) allant jusqu'à 5 familles dans le cas de la souche 5Z (Tableau 6)

Tableau 06 : Taux de résistance des profils de résistance des souches étudiées

Souche	Profil de résistance	(%) Taux de résistance	Nb familles résistantes	MDR
59P ECH 1	IMP, AM, NA, CIP, LEV, TE	50,00 %	3	Oui
5Z ECH 2	IMP, AM, NA, LEV, CN, TOB, TE, C	66,67 %	5	Oui
60P ECH 3	IMP, AM, NA, CIP, LEV	41,67 %	2	Non
8Z ECH 4	CTX, IMP, LEV, TE	33,33 %	3	Oui
58P ECH 5	CTX, ATM, IMP, AM, NA, CN	50,00 %	3	Oui
Taux de résistance globale		48,33 %	5	

Dans la présente étude, les souches de *Salmonella* spp. isolées à partir d'échantillons de poulets ont montré un profil de résistance préoccupant, avec des taux très élevés pour l'imipénème (100 %), l'ampicilline (80 %), l'acide nalidixique (80 %) et la Lévofoxacine (80 %). Des résistances modérées ont été observées pour la tétracycline (60 %), la Cefotaxime (40 %), la ciprofloxacine (40 %) et la gentamicine (40 %), tandis que l'Aztréonam et la Tobramycine ont affiché les taux les plus faibles (20 %). La résistance totale à l'imipénème, un carbapénème de dernier recours, est particulièrement alarmante, car elle est rarement rapportée dans les études internationales.

Comparativement à l'étude de **Djeffal et al. (2021)**, réalisée sur la viande poulet vendue dans la wilaya de Skikda, notre étude révèle des taux de résistance généralement plus élevés, en particulier pour l'ampicilline (80 % contre 47,36 %) et la multirésistance (80 % contre 47,36 %). Les résistances à la ciprofloxacine (40 % vs 47,36 %) et à la gentamicine (40 % vs 47,36 %) sont relativement similaires, indiquant une tendance régionale cohérente.

Notre étude révèle des niveaux de résistance globaux comparables en termes de fréquence **Mezali et Hamdi (2012)**, réalisée sur des produits carnés à Alger, mais avec des profils de résistance sensiblement différents. Ces auteurs ont rapporté que 90,32 % des isolats étaient résistants à au moins un antibiotique, ce qui est cohérent avec notre constat de 100 % de souches résistantes. En revanche, la multirésistance était présente dans 32,26 % des cas chez eux, contre 80 % dans notre étude, suggérant une progression significative du phénomène en une décennie. En termes de molécules, leurs taux de résistance à des antibiotiques comme l'acide nalidixique (16,13 %) ou la tétracycline (12,90 %) sont nettement inférieurs aux nôtres (80 % pour les deux). Enfin, le faible taux de résistance à la pefloxacine (4,84 %) chez **Mezali et Hamdi** contraste avec nos taux plus élevés pour d'autres fluoroquinolones comme la ciprofloxacine (40 %) et la lévofoxacine (80 %). Cette observation est d'autant plus inquiétante que les fluoroquinolones devraient être réservées au traitement des infections gastro-intestinales graves chez l'homme.

Tandis que l'étude de **Bounar et al. (2012)** concernant quatre wilayas algériennes a rapporté 53 % de souches résistantes et 15,09 % de multirésistance, des niveaux nettement inférieurs à ceux observés dans notre travail, où toutes les souches étaient résistantes et 80 % multirésistantes. Les deux études confirment des résistances fréquentes à l'ampicilline, à la tétracycline et aux quinolones.

Dans l'étude de **Guetchouli et al. (2024)** les souches isolées chez le poulet présentaient des taux élevés de résistance à l'acide nalidixique (79,41 %) et à l'enrofloxacin (41,18 %), ainsi qu'un taux plus modéré pour la tétracycline (8,82 %). Ces résultats rejoignent en partie les

nôtres, où nous avons observé une résistance à l'acide nalidixique dans 80 % des cas et à la tétracycline dans 60 % des souches, soit un niveau nettement plus élevé. De plus, la multirésistance dans leur étude atteignait 60 % chez les souches de poulet, contre 80 % dans la nôtre.

Nos résultats montrent des niveaux de résistance élevés qui dépassent ceux rapportés dans plusieurs régions. Dans la région MENA, **Yousef et al. (2023)** ont rapporté des résistances à l'amoxicilline (71 %), à la tétracycline (62 %) et à l'ampicilline (52 %), mais seulement 9 % à la ciprofloxacine. En Chine, **Wong et al. (2021)** ont trouvé une sensibilité de 98,7 % à l'imipénème, alors que dans notre étude, toutes les souches y sont résistantes (100 %). Le taux de résistance à l'ampicilline en Chine (73,4 %) est proche du nôtre. Au Pakistan, une méta-analyse (**Klemm et al., 2018**) montre des résistances de 92 % à l'acide nalidixique, 80 % à l'ampicilline et 64 % à la ciprofloxacine, ce qui rejoint nos résultats, notamment pour l'acide nalidixique (80 %). En Inde, **Rahman et al. (2021)** ont rapporté des taux très élevés : 99 % pour l'acide nalidixique, 96 % pour l'ampicilline, 83 % pour la ciprofloxacine et 100 % pour la tétracycline. En Malaisie, **Zakaria et al. (2022)** ont observé 73,5 % de souches résistantes et 23,5 % multirésistantes, contre 100 % de souches résistantes et 80 % multirésistantes dans notre étude.

Ces différences pourraient s'expliquer par des variations temporelles, géographiques ou sectorielles, mais elles renforcent l'idée d'une aggravation progressive de la résistance, notamment dans les produits avicoles, et soulignent la nécessité de mesures de contrôle actualisées.

L'ensemble de ces données, locales et internationales, confirme que le phénomène de résistance antimicrobienne chez *Salmonella* spp. D'origine avicole est global, mais les niveaux observés dans notre étude, notamment pour l'imipénème, sont particulièrement inquiétants. Cette situation reflète probablement l'usage inapproprié d'antibiotiques dans nos élevages. Diverses études scientifiques soutiennent l'hypothèse d'un lien entre l'utilisation d'antibiotiques dans la production agricole et la résistance aux antimicrobiens des agents pathogènes humains, les aliments constituent l'une des voies possibles de transfert (**Depoorter et al., 2012**).

L'usage massif et peu contrôlé des antibiotiques dans les élevages avicoles, est notamment observé dans les pays à revenu faible ou intermédiaire. Dans ces contextes, les systèmes de production sont de plus en plus intensifs, et les antibiotiques sont largement utilisés non seulement pour traiter les infections, mais aussi pour favoriser la croissance des animaux. L'accès facile aux antibiotiques sans ordonnance dans ces pays aggrave cette situation, en

facilitant leur utilisation abusive (**Okaiyeto et al., 2024**). Parmi les molécules les plus fréquemment retrouvées dans les produits avicoles figure la tétracycline dont la résistance chez *Salmonella* est particulièrement préoccupante, car elle est souvent portée par des gènes mobiles facilement transmissibles entre bactéries, ce qui favorise la diffusion rapide de cette résistance dans les élevages et, par extension, tout au long de la chaîne alimentaire (**Alcaine et al., 2007**). Par exemple, la viande de volaille peuvent toutes deux être des sources de transfert de souches de *Salmonella* Typhimurium résistantes aux antimicrobiens vers l'homme (**Verraes et al., 2013**).

En outre, la présence de bactéries résistantes dans la volaille pourrait également s'expliquer par d'autres voies de contamination, notamment fécale, lors de l'abattage, mais aussi par l'environnement (eau, sol, matières fécales) tout au long de la chaîne de production. De plus, des mécanismes de transfert horizontal de gènes de résistance, comme la conjugaison ou la transformation, ont été démontrés dans des matrices alimentaires, permettant à des gènes de résistance de passer d'une bactérie à une autre, par exemple, le transfert de gènes de résistance à l'ampicilline entre *Salmonella* Typhimurium et *E. coli* a été observé dans la viande hachée (**Walsh et al., 2008**).

La présence de bactéries pathogènes résistantes aux antimicrobiens dans les aliments représente un risque direct pour la santé publique, en particulier pour des agents comme *Salmonella* et *Campylobacter*, chez lesquels la résistance est associée à une augmentation des hospitalisations, des infections invasives et de la mortalité l'homme (**Verraes et al., 2013**). En parallèle, les gènes de résistance présents dans les denrées alimentaires, qu'ils soient portés par des bactéries, des bactériophages ou des fragments d'ADN, contribuent à enrichir le réservoir génétique de résistance. Des transferts horizontaux ont été démontrés à des pathogènes dans l'intestin humain (**Smet et al., 2010**). Des études néerlandaises ont montré que jusqu'à 35 % des isolats humains porteurs de gènes de résistance aux bêtalactamines présentaient une correspondance génétique directe avec des isolats issus de la volaille, suggérant fortement une transmission alimentaire de la résistance (**Leverstein-van Hall et al., 2011**).

Ces phénomènes favorisent l'émergence et la persistance de souches multirésistantes dans les produits avicoles.

L'analyse comparative montre que les souches isolées à partir de viandes de poulet (59P, 60P, 58P) présentent un total de 17 résistances cumulées (6 pour 59P, 5 pour 60P et 6 pour 58P). Les souches issues des abats (5Z, 8Z) cumulent quant à elles 12 résistances (8 pour 5Z et 4

pour 8Z). Cela semble indiquer une pression antibiotique plus importante sur les souches provenant de la viande musculaire.

Concernant l'imipénème (IMP), toutes les souches, qu'elles proviennent du poulet ou des abats, sont résistantes, soit 5 souches sur 5, correspondant à 100 % de résistance. Cette résistance généralisée à une molécule de dernier recours est particulièrement préoccupante.

En ce qui concerne les quinolones, l'acide nalidixique (NA) montre une résistance chez 3 souches sur 3 issues de poulet (100 %) et chez 1 sur 2 issues d'abats (50 %). Pour la ciprofloxacine (CIP), 2 souches sur 3 de poulet sont résistantes (66,7 %), alors qu'aucune des deux souches issues des abats ne l'est (0 %). La lévofloxacine (LEV) affiche une résistance dans les 5 souches, soit 100 %.

En ce qui concerne les aminosides, la gentamicine (CN) est associée à une résistance chez 1 souche de poulet sur 3 (33,3 %) et 1 souche sur 2 d'abats (50 %). L'amikacine (AK) se distingue avec 0 % de résistance, toutes les souches étant sensibles. La tobramycine (TOB) montre une seule résistance, observée uniquement chez la souche 5Z issue des abats.

La multirésistance (MDR), définie comme une résistance à au moins trois familles d'antibiotiques, est observée chez deux souches sur trois issues de poulet (soit 66,7 %), en l'occurrence 59P et 58P. Les deux souches provenant des abats sont toutes deux multirésistantes (100 %), avec une intensité notable pour la souche 5Z, qui présente une résistance à cinq familles différentes.

Néanmoins, il est important de souligner que, dans le cadre de cette étude, le sérotypage des souches isolées n'a pas pu être réalisé. Cette limitation a des conséquences notables sur l'interprétation des résultats relatifs à la résistance aux antibiotiques, dans la mesure où les profils de résistance peuvent varier considérablement d'un sérovar à un autre.

En effet, certaines souches comme *Salmonella* Typhimurium ou *Salmonella* Kentucky sont connues pour présenter des profils de multirésistance élevés, tandis que d'autres sérovars peuvent être moins résistants. L'absence de cette information réduit la précision de l'analyse épidémiologique et limite les possibilités de comparaison avec d'autres études menées à l'échelle régionale ou internationale.

3.3. Etude de la sensibilité des souches testées vis-à-vis l'huile essentielle du thym

Compte tenu de la résistance marquée des souches isolées aux antibiotiques, et dans un contexte de recherche de solutions alternatives aux antibiotiques, nous avons orienté notre travail vers l'évaluation de l'activité antimicrobienne de l'huile essentielle de thym. Ce choix

repose à la fois sur la nécessité de trouver des alternatives naturelles face à l'antibiorésistance croissante, et sur les propriétés bien connues du thym (Zaitra), plante aromatique largement utilisée dans la cuisine algérienne, notamment dans les plats à base de viandes blanches comme les gratins et les sauces.

Au-delà de son usage culinaire, le thym est reconnu pour ses effets antimicrobiens grâce à sa richesse en composés actifs tels que le thymol et le carvacrol (**Hajibonabi et al., 2023**). Il nous a donc semblé pertinent d'exploiter ce potentiel dans le but de proposer une approche alternative, naturelle et accessible pour limiter la prolifération de souches pathogènes résistantes.

A l'instar de l'antibiogramme, l'activité antibactérienne de l'huile essentielle a été évaluée en mesurant les diamètres (en mm) des zones d'inhibition formées autour des disques après 24 h d'incubation à 37°C. Les résultats sont interprétés comme suit (**Ponce et al., 2003**) :

- Souche non sensible (-) ou résistante : diamètre < 8mm.
- Souche sensible (+) : diamètre entre 9 à 14 mm.
- Souche très sensible (++) : diamètre compris entre 15 à 19 mm
- Souche extrêmement sensible (+++) : diamètre >20mm.

Ainsi, les résultats obtenus sont présentés dans le tableau 7

Tableau 7: Sensibilité des souches bactériennes testées vis-à-vis les trois HEs

Numéro de la souche	Souches Bactériennes	Origine des souches	Diamètres en mm	
			HE-th	DMSO
1	58P	Poulet	40 (+++)	6 (-)
2	59P		42 (+++)	6 (-)
3	60P		28 (+++)	6 (-)
4	5Z	Abats	31 (+++)	6 (-)
5	8Z		22 (+++)	6 (-)

HE-th : Huile essentielle de thym, (+++) : extrêmement sensible, (-) : non sensible,

R : résistante, S : sensible, DMSO : Diméthylsulfoxyde, ATBs : les antibiotiques.

L'huile essentielle de thym a démontré une efficacité remarquable contre l'ensemble des souches de *Salmonella* testées, avec des diamètres d'inhibition allant de 22 mm à 40 mm, ce qui dépasse largement le seuil de 20 mm caractérisant une activité antibactérienne très élevée (Figure 30).



Figure 30 : Exemple de résultats de la sensibilité des souches de *Salmonella* envers l'HE du Thym (Photo personnelle)

Nos résultats sont en accord avec les travaux de **Miladi et al. (2013)** qui ont montré que l'huile essentielle de *Thymus vulgaris* L. était efficace contre plusieurs bactéries Gram-négatives comme les salmonelles. Plus spécifiquement, cette huile essentielle a inhibé la croissance de *S. Typhimurium* avec un diamètre d'inhibition de 20 mm. De plus, cette l'étude a également testé l'efficacité de l'huile de *Thymus vulgaris* contre *S. Enteritidis* avec des diamètres d'inhibition obtenus qui variaient de 16 mm à 45 mm. Des résultats similaires ont été également rapportés par **Čabarkapa et al. (2019)** sur *Salmonella* Enteritidis. Ces deux sérovars sont connus par leurs multirésistances vis-à-vis plusieurs familles d'antibiotiques. **Ed-Dra et al. (2021)** ont également observé une forte activité antibactérienne de cette huile vis-à-vis les salmonelles en enregistrant des diamètres d'inhibition compris entre 24 ± 0.4 mm et 32 ± 0.6 mm.

Ces observations renforcent l'intérêt de l'huile essentielle de thym comme alternative naturelle prometteuse dans la lutte contre les souches de *Salmonella* multirésistantes. Son efficacité, conjuguée à sa disponibilité locale et à son acceptabilité culturelle, en fait un candidat intéressant pour des applications en sécurité alimentaire ou en bioconservation.

Il est cependant essentiel de noter que ces conclusions restent ambiguës et doivent être interprétées avec précaution, car l'échantillon reste très limité ($n = 5$). Le faible nombre de souches ne permet pas d'extrapolation statistique solide. Les tendances observées doivent être confirmées par des études sur un échantillonnage plus large et représentatif.

Conclusion et perspectives

Conclusion

L'évolution des maladies infectieuses d'origine alimentaire dans le monde et en particulier en Algérie, semble être liée à la présence de microorganismes dans les aliments et constitue un problème de santé publique représentant ainsi une source de souffrances humaines. Cette étude a été menée dans le but de détecter la présence de *Salmonella* dans des produits carnés aviaires (poulet haché et abats) commercialisés dans la région de Mila, et d'évaluer le profil de résistance aux antibiotiques des souches isolées.

Au total, 60 échantillons ont été collectés et analysés. L'isolement des souches a été réalisé selon le protocole normalisé ISO 6579-1 :2017, incluant les étapes de pré-enrichissement non sélectif, enrichissement sélectif, isolement sur gélose Hektoen et de confirmation biochimique.

Les résultats ont révélé la présence de *Salmonella* dans 5 échantillons (8,33 %), dont 3 provenant de poulet haché et 2 d'abats.

Bien que le nombre de cas positifs soit relativement faible, la détection de ce pathogène reste préoccupante, compte tenu de sa capacité à provoquer des toxi-infections alimentaires graves, notamment chez les personnes immunodéprimées, les enfants ou les sujets âgés. *Salmonella* est en effet l'un des agents majeurs impliqués dans les TIAC (Toxi-Infections Alimentaires Collectives) à l'échelle mondiale.

Les résultats obtenus lors des tests de sensibilité antimicrobienne ont mis en évidence l'existence de profils de résistance préoccupants. Certaines souches isolées ont montré une résistance à des antibiotiques couramment utilisés en médecine vétérinaire et humaine, notamment les bêtalactamines, les tétracyclines, les aminosides ou les fluoroquinolones. Ces résultats rejoignent les préoccupations globales concernant l'émergence de souches multirésistantes, souvent favorisée par l'usage inapproprié ou excessif d'antibiotiques dans les filières d'élevage.

La gravité de cette situation est renforcée par l'impossibilité de réaliser un sérotypage des souches isolées. Ce paramètre est pourtant essentiel, car les profils de résistance diffèrent largement selon les sérovars de *Salmonella*. L'absence de cette information limite ainsi la portée des interprétations épidémiologiques, la comparaison avec d'autres études, et la définition de stratégies de lutte ciblées.

Par ailleurs, face à la problématique préoccupante de la multirésistance observée, nous avons jugé opportun d'explorer l'efficacité de solutions naturelles alternatives. Pour cela, une partie de notre étude a été consacrée à l'évaluation de l'activité antimicrobienne de l'huile essentielle de thym (Zaitra), plante aromatique largement utilisée dans la cuisine algérienne.

Les tests réalisés ont montré que l'huile essentielle de thym possédait une activité antibactérienne remarquable vis-à-vis des souches isolées, avec des diamètres de zones d'inhibition allant de 22 mm à 40 mm, indiquant une sensibilité extrême. Ces résultats confirment l'intérêt du thym comme alternative naturelle potentielle face à des souches pathogènes multi-résistantes dans le cadre de la sécurité alimentaire,

Cette étude met en évidence plusieurs points d'action prioritaires :

- ✓ le renforcement des contrôles microbiologiques des produits carnés,
- ✓ une meilleure régulation de l'usage des antibiotiques en élevage,
- ✓ l'instauration d'un suivi continu de la résistance aux antimicrobiens,
- ✓ l'intégration systématique du sérotypage pour les souches de *Salmonella*,
- ✓ et la valorisation des alternatives naturelles comme les huiles essentielles.

Enfin, ces travaux soulignent la nécessité de poursuivre les recherches à une échelle plus large, avec des échantillons plus représentatifs, des outils de caractérisation moléculaire plus avancés et une approche multidisciplinaire dans une logique de prévention, de traçabilité et de protection de la santé publique.

Références bibliographiques

Références

1. Acia, (2006). Agence canadienne de l'inspection alimentaire. L'inspection des produits alimentaires Accès internet [<http://www.eatwelleatsafe.ca/fr/files/pathogènes/shigella.htm>.]
2. Adetunde, L. A., Glover, R. L. K., Oliver, A. W. O., Samuel, T. (2011). Source and distribution of microbial contamination on beef and chevon in Navrongo, Kassena Nankana District of Upper East Region in Ghana. *Journal of Animal Production Advances*, 1(1), 21-28.
3. Aftab, M., Rahman, A., Qureshi, M., Akhter, S., Sadique, U., Sajid, A., & Zaman, S. (2012). Level of *Salmonella* in Beef of Slaughtered Cattle at Peshawar. *Journal of Animal and Plant Sciences*, 22 (Supplement No 2), 24-27.
4. Alcaine, S. D., Warnick, L. D., & Wiedmann, M. (2007). Antimicrobial resistance in nontyphoidal *Salmonella*. *Journal of food protection*, 70(3), 780-790.
5. Al-Rifai, R. H., Chaabna, K., Denagamage, T., & Alali, W. Q. (2020). Prevalence of non-typhoidal *Salmonella enterica* in food products in the Middle East and North Africa: A systematic review and meta-analysis. *Food Control*, 109, 106908.
6. Andino, A., & Hanning, I. (2015). *Salmonella enterica*: Survival, colonization, and virulence differences among serovars. *The Scientific World Journal*, 2015, Article ID 520179.
7. Arya, G., Holtslander, R., Robertson, J., Yoshida, C., Harris, J., Parmley, J., ... & Poppe, C. (2017). Epidemiology, pathogenesis, genoserotyping, antimicrobial resistance, and prevention and control of non-typhoidal *Salmonella* serovars. *Current Clinical Microbiology Reports*, 4(1), 43–53.
8. ANSES, 2021.Fiche de description de danger biologique transmissible par les aliments : *Salmonella* spp. Saisine n°2016-SA-0080
9. Bersisa, A., Tulu, D., & Negera, C. (2019). Investigation of Bacteriological Quality of Meat from Abattoir and Butcher Shops in Bishoftu, Central Ethiopia. *International Journal of Microbiology*, 2019, 6416803.
10. Behraves CB, Williams IT & Tauxe RV (2012) Emerging foodborne pathogens and problems: expanding prevention n efforts before slaughter or harvest. Improving Food Safety Through a One Health Approach: Workshop Summary, (Choffnes ER, Relman DA, Olsen L, Hutton R & Mack A, eds.), National Academies Press, Washing (DC)
11. Beuchat LR (2006) Vectors and conditions for preharvest contamination of fruits and vegetables with pathogens capable of causing enteric diseases. *British Food Journal* **108**: 38-53

12. Biswas, A. K., Kondaiah, N., Anjaneyulu, A. S. R., & Mandal, P. K. (2011). Causes, concerns, consequences and control of microbial contaminants in meat—A review. *International Journal of Meat Science*, 1(1), 27–35.
13. Bounar-Kechih, S., Hamdi, T., Mezali, L., Assaous, F., Rahal, K. (2012). Antimicrobial resistance of 100 *Salmonella* strains isolated from Gallus gallus in 4 wilayas of Algeria. *Poultry Science*, 91(5), 1179-1185.
14. Bonnefoy C; Guillet F; Leyral G et Verne-Bourdais E. (2002). Recherche et identification des microorganismes responsables de toxi-infections alimentaires, In : Microbiologie et qualité dans les industries agroalimentaires. Editon Scérén, Paris, 153-187.
15. Buncic, S., Nychas, G.-J., Lee, M. R. F., Koutsoumanis, K., Hébraud, M., Desvaux, M., ...Antic, D. (2014). Microbial pathogen control in the beef chain: Recent research advances. *Meat Science*, 97(3), 288–297.
16. Buisson Y; Marié J-L; Davoust B. (2008). Ces maladies infectieuses importées par les aliments. *Santé publique*, n0 101, 4, 343-347.
17. Čabarkapa, I., Čolović, R., Đuragić, O., Popović, S., Kokić, B., Milanov, D., & Pezo, L. (2019). Anti-biofilm activities of essential oils rich in carvacrol and thymol against *Salmonella* Enteritidis. *Biofouling*, 35(3), 361–375.
18. Cappuccino J.G. & Welsh C. (2019). *Microbiology: A Laboratory Manual*. Pearson. [ISBN: 9780134605203]
19. Carip C; Salavert M-H; Tandeau A. (2015). Bactériologie, In : Microbiologie, hygiène et droit alimentaire, Lavoisier 2e édition, paris, 27-114.
20. Carpentier B & Cerf O (2011) Review - Persistence of *Listeria monocytogenes* in food industry equipment and premises. *International Journal of Food Microbiology* **145**: 1-8. CDC (2011) Estimates of foodborne illness in the United States. <http://www.cdc.gov/foodborneburden/2011-foodborne-estimates.html>.
21. Cheng, R. A., Eade, C. R., & Wiedmann, M. (2019). Embracing diversity: Differences in virulence mechanisms, disease severity, and host adaptations contribute to the success of nontyphoidal *Salmonella* as a foodborne pathogen. *Frontiers in Microbiology*, 10, 1368.
22. Chlebicz, A., & Śliżewska, K. (2018). Campylobacteriosis, salmonellosis, yersiniosis, and listeriosis as zoonotic foodborne diseases: A review. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 15(5), 863.
23. Cedric .H, (2017) : toxi-infections alimentaires collectives : apport de la norme iso 15216 pour évaluer le risque lié à la présence de norovirus humains dans les fruits de mer. Thèse pour le diplôme d'état de docteur en pharmacie -université de lorraine 4-7.

24. (CEE), Règlement. N° 315/93 du conseil du 8 février 1993 portant l'établissement des procédures communautaires relatives aux contaminants dans les denrées alimentaires. EUR-Lex. [En ligne] <http://data.europa.eu/eli/reg/1993/315/2009-08-07> : accédée le 10-04-2019
25. Costa, L. F., Paixão, T. A., Tsolis, R. M., Bäumlér, A. J., & Santos, R. L. (2012). Salmonellosis in cattle: advantages of being an experimental model. *Research in Veterinary Science*, 93(1), 1-6.
26. Couderc, C., Jolivet, S., Thiebaut, A. C. M., Ligier, C., Remy, L., & Alvarez, A. S. (2014). On behalf of the antibiotic use and Staphylococcus aureus resistance to antibiotics (ASAR) study Group. Fluoroquinolone use is a risk factor for methicillin resistant Staphylococcus aureus acquisition in long-term care facilities: a nested case– control study. *Clin Infect Dis*, 39, 206-15.
27. Cuq, J.L. (2007). Microbiologie Alimentaire : Contrôle Microbiologique des Aliments. Manuel technique. Polytech Département STIA, Université Montpellier 2, 119.
28. Djéffal, S., Bakour, S., Mamache, B., Elgroud, R., Agabou, A., Chabou, S., Hireche, S., Djerrou, Z., 2006. Influence des conditions d'élevage sur les performances chez le poulet de chair. Magister Thesis, Université Mentouri de Constantine. 148.
29. Dejeffal, S., Bakir, M., Rachid, E., Chaffia, B., Omar, B., Rolain, J. M., & Diene, S. M. (2021). Prevalence and genotypic characterization of *Salmonella* spp. from chicken meats marketed in the province of Skikda, Algeria. *Journal of infection in developing countries*, 15(4), 523–529.
30. Depoorter P., Persoons D., Uyttendaele M., Butaye P., De Zutter L., Dierick K., Herman L., Imberechts H., Van Huffel X., Dewulf J. (2012) Assessment of human exposure to 3rd generation cephalosporin resistant E. coli (CREC) through consumption of broiler meat in Belgium. *Int. J. Food Microbiol.*;159:30–38.
31. Delarras C. (2014). Staphylococcus, Micrococcus et ex-Micrococcus, In : pratique en microbiologie de laboratoire, Lavoisier, Paris, 595-648.
32. Dervin F. (2013). Le risque de toxi-infection alimentaire lié aux salariés manipulant des aliments : recommandations pour la surveillance médicale des salariés, Thèse de doctorat, Université de Rouen, 97.
33. Diallo M. L, (2010). Contribution à l'étude de qualité bactériologique des repas servis par Dakar Catering selon les critères du groupe SERVIAIR Thèse : Méd ; Vét. Dakar.
34. Dubois-Brissonnet, F., & Guillier, L. (2022). Les intoxications alimentaires microbiologiques. Institut Micalis, INRA, AgroParisTech, Université Paris-Saclay & ANSES.

35. Duffour, J. (2011). Risques sanitaires liés à l'eau et à l'alimentation + cas cliniques. Cours de 2ème cycle, Faculté de Médecine Montpellier- Nîmes, 2010-2011, 21.
36. Ed-Dra, A., Nalbone, L., Filali, F.R., Trabelsi, N., El Majdoub, Y.O., Bouchrif, B., Giarratana, F., Giuffrida, A (2021) . Comprehensive Evaluation on the Use of *Thymus vulgaris* Essential Oil as Natural Additive against Different Serotypes of *Salmonella enterica*. Sustainability (en ligne) ,(14-05-2024), 13, 4594.
37. EFSA, 2023. *Listeria monocytogenes* contamination in ready-to-eat foods. European Food Safety Authority.
38. EFSA. 2023. Peer review of the Pesticide risk assessment of the active substance milbemectin
39. Eng, S.-K., Pusparajah, P., Ab Mutalib, N.-S., Ser, H.-L., Chan, K.-G., & Lee, L.-H. (2015). *Salmonella*: A review on pathogenesis, epidemiology and antibiotic resistance. *Frontiers in Life Science*, 8(3), 284–293.
40. European Centre for Disease Prevention and Control. (2016). *Salmonellosis—Annual Epidemiological Report 2016 (2014 data)*. ECDC.
41. FAO, Codex Alimentarius. Norme générale pour les contaminants et les toxines présents dans les produits de consommation humaine et animale. s.l. : FAO, 1995 révisé 2009. [En ligne] http://www.fao.org/input/download/standards/17/CXS_193f_2015.pdf : accédée le 10-04-2
42. FAO, Codex Alimentarius. Norme générale pour les contaminants et les toxines présents dans les produits de consommation humaine et animale. s.l. : FAO, 1995 révisé 2009. [En ligne] http://www.fao.org/input/download/standards/17/CXS_193f_2015.pdf : accédée le 10-04-2019
43. Ferreira. A, Petretti C et Vasina B. (2013). La toxi-infection alimentaire collective, In : Biologie de l'alimentation humaine, France, 477-493.
44. Food and Agriculture Organisation of the United Nations (FAO) (2007). Les Bonne Pratiques D'hygiène dans la Préparation et la Vente des Aliments de Rue en Afrique. Manuel, 9-11.
45. Fremaux B, Prigent-Combaret C & Vernozy-Rozand C (2008) Long-term survival of Shiga toxin-producing *Escherichia coli* in cattle effluents and environment: an updated review. *Veterinary microbiology* **132** : 1-18.
46. Gal-Mor, O., Boyle, E. C., & Grassl, G. A. (2014). Same species, different diseases: How and why typhoidal and non-typhoidal *Salmonella enterica* serovars differ. *Frontiers in Microbiology*, 5, 391.

47. Ghafir Y; Daube G. (2007). Le point sur les méthodes de surveillance de la contamination microbienne des denrées alimentaires d'origine animale, *Ann. Méd. Vét.*151, 79-100.
48. Grimont PAD, Weill FX. Antigenic formulae of the *Salmonella* serovars. WHO Collaborating Centre for Reference and Research on *Salmonella*, Institut Pasteur, Paris, 2007. PDF
49. Greig J, Rajić A, Young I, Mascarenhas M, Waddell L & LeJeune J (2014) A scoping review of the role of wildlife in the transmission of bacterial pathogens and antimicrobial resistance to the food chain. *Zoonoses and public health* **62**: 269-284.
50. Guiraud J-P. (2012) Destruction et élimination des micro-organismes, In : Microbiologie alimentaire, Dunod, Paris, 67-76.
51. Gunn, J. S., Marshall, J. M., Baker, S., Dongol, S., Charles, R. C., & Ryan, E. T. (2014). *Salmonella* chronic carriage: Epidemiology, diagnosis, and gallbladder persistence. *Trends in Microbiology*, 22(11), 648–655.
52. Hajibonabi, A., Yekani, M., Sharifi, S., Nahad, J. S., Dizaj, S. M., & Memar, M. Y. (2023). Antimicrobial activity of nanoformulations of carvacrol and thymol: New trend and applications. *OpenNano*, 13, 100170.
53. Havelaar AH, Kirk MD, Torgerson PR, *et al.* (2015) World Health Organization Global Estimates and Regional Comparisons of the Burden of Foodborne Disease in 2010. *Plos Medicine* .
54. Havelaar, A. H. (2019). Fardeau des aliments impropres à la consommation pour la santé publique : de la nécessité d'un engagement mondial. Première Conférence internationale FAO/OMS/UA sur la sécurité sanitaire des aliments, Addis-Abeba, 12-13 février 2019. Emerging Pathogens Institute, Institute for Sustainable Food Systems, Department of Animal Sciences, University of Florida .
55. Heredia, N., & García, S. (2018). Animals as sources of food-borne pathogens: A review. *Animal Nutrition*, 4(3), 250–255.
56. Hellberg RS & Chu E (2015) Effects of climate change on the persistence and dispersal of foodborne bacterial pathogens in the outdoor environment: A review. *Critical reviews in microbiology* 1-25.
57. Hoelzer, K., Switt, A. I. M., & Wiedmann, M. (2011). Animal contact as a source of human non-typhoidal salmonellosis. *Veterinary Research*, 42(1), 34.

58. Hung, Y. T., Lay, C. J., Wang, C. L., & Koo, M. (2017). Characteristics of nontyphoidal *Salmonella* gastroenteritis in Taiwanese children: A 9-year period retrospective medical record review. *Journal of Infection and Public Health*, 10(5), 518–521.
59. INRAE,2023:Contamination des aliments solides :découverte d'un mécanisme de tolérance chez une bactérie pathogène /Alimentation et santé globale
60. Jajere, S. M. (2019). A review of *Salmonella enterica* with particular focus on the pathogenicity and virulence factors, host specificity and antimicrobial resistance including multidrug resistance. *Veterinary World*, 12(4), 504–521.
61. Julie, D., 2009. Attribution des cas de salmonelloses humaines aux différentes filières de production animale en France. Adaptabilité et robustesse du modèle bayésien d'attribution par typage microbiologique. Doctora : Biologie cellulaire Agrocampu. Ecole nationale supérieure d'agronomie de rennes. Français. 259p.
62. Karesh WB (2012) Food safety: a view from the wild side. ed.^eds.), p.^pp. 207. National Academies Press.
63. Kemal, J. (2014). A review on the public health importance of bovine salmonellosis. *Veterinary Science & Technology*, 5(2), 1. <https://doi.org/10.4172/2157-7579.1000182>
64. Korsak N, Clinquart A., Daube G. 2004 : *Salmonella* sp dans les denrées alimentaires d'origine animale : un réel problème de santé publique Ann. Med. Vet. ,148 174-193
65. Kidanemariam, A., Engelbrecht, M., Picard, J. (2010). Retrospective study on the incidence of *Salmonella* isolations in animals in South Africa, 1996 to 2006. *Journal of the South African Veterinary Association*, 81(1), 37–44.
66. Kirchner, M., Marier, E., Miller, A., Snow, L., McLaren, I., Davies, R. H., ... Cook, A. J. C. (2011). Application of variable number of tandem repeat analysis to track *Salmonella enterica* ssp. *enterica* serovar Typhimurium infection of pigs reared on three British farms through the production cycle to the abattoir. *Journal of Applied Microbiology*, 111(4), 960-970.
67. Koneman, E.W. *et al.* (2006). Color Atlas and Textbook of Diagnostic Microbiology, 6th ed. Lippincott Williams & Wilkins.
68. Kurtz, J. R., Goggins, J. A., & McLachlan, J. B. (2017). *Salmonella* infection: Interplay between the bacteria and host immune system. *Immunology Letters*, 190, 42–50.
69. l'Agence nationale de la recherche (ANR), 15/12/2021Altération des aliments : vers une meilleure compréhension et maîtrise du risque. Le projet ANR REDLOSSES
70. Leboffe M.J. & Pierce B.E. (2021). Microbiology: Laboratory Theory and Application. Morton Publishing. [ISBN : 9781617316972]

71. Leverstein-van Hall, M. A., Dierikx, C. M., Cohen Stuart, J., Voets, G. M., Van Den Munckhof, M. P., van Essen-Zandbergen, A., ... & National ESBL Surveillance Group. (2011). Dutch patients, retail chicken meat and poultry share the same ESBL genes, plasmids and strains. *Clinical Microbiology and Infection*, 17(6), 873-880.
72. Leyral, G. Vierling, E ;2007 : microbiologie et toxicologie des aliments. Higiène et sécurité alimentaire. 4ed.RueilMalmaison : Doin ; Bordeaux : CRDPd'Aquitaine,2007 ;290p
73. Louis- CUQ, J. (2016). Microbiologie de nos aliments, Polytech Montpellier, Université de Montpellier
74. MacFaddin, J.F. (2000). Biochemical Tests for Identification of Medical Bacteria, 3rd ed.
75. MacLennan, C. A., & Levine, M. M. (2013). Invasive nontyphoidal *Salmonella* disease in Africa: Current status. *Expert Review of Anti-infective Therapy*, 11(5), 443–446.
76. Majowicz, S. E., Musto, J., Scallan, E., Angulo, F. J., Kirk, M., O'Brien, S. J., ... & International Collaboration on Enteric Disease "Burden of Illness" Studies. (2010). The global burden of nontyphoidal *Salmonella* gastroenteritis. *Clinical Infectious Diseases*, 50(6), 882–889.
77. Marks, F., von Kalckreuth, V., Aaby, P., Adu-Sarkodie, Y., El Tayeb, M. A., Ali, M., ... & Breiman, R. F. (2017). Incidence of invasive *Salmonella* disease in sub-Saharan Africa: A multicentre population-based surveillance study. *The Lancet Global Health*, 5(3), e310–e323.
78. M.boyer, 2020.*Salmonella.spp*.centre documentaire des informations scientifiques sur les thématiques de la microbiologie alimentaire et les eaux.
79. Mezali, L., & Hamdi, T. M. (2012). Prevalence and antimicrobial resistance of *Salmonella* isolated from meat and meat products in Algiers (Algeria). *Foodborne pathogens and disease*, 9(6), 522–529.
80. Miladi, H., Ben Slama, R., Mili, D., Zouari, S., Bakhrouf,A., Ammar, E. (2013). Essential oil of *Thymus vulgaris* L. and *Rosmarinus officinalis* L.: Gas chromatography-mass spectrometry analysis, cytotoxicity and antioxidant properties and antibacterial activities against foodborne pathogens. *Natural Science (en ligne)* , 5, No.6
81. Mondomando *et al.* antimicrobial resistance patterns of *Salmonella* spp. In sub-Saharan Africa; a systematic review. *INT J Infect Dis*.2019.Pu
82. Mouldi F., 2013. La qualité Hygiénique et Microbiologique de la restauration collective (Cas de restaurants universitaire d'Oran, université d'oran, faculté de science, département de biologie, Oran, Algérie.

83. Morere.I, (2015) : Gestion d'une Toxi-Infection Alimentaire Collective (TIAC) en restauration scolaire. Acteurs et logiques d'actions. Mémoire de Première Année Master. Parcours : Management et Ingénierie de la Restauration Collective. Université Toulouse - Jean Jaures, 85.
84. Mughini-Gras, L., Franz, E., & Van Pelt, W. (2018). New paradigms for *Salmonella* source attribution based on microbial subtyping. *Food Microbiology*, 71, 60–67.
85. Muluneh, G., Kibret, M. (2015). *Salmonella* spp. and risk factors for the contamination of slaughtered cattle carcass from a slaughterhouse of Bahir Dar Town, Ethiopia. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 5(2), 130-135.
86. Nauciel. C et Vildé. J-L. (2005). Bactéries d'intérêt médicales, In : Bactériologie médicale, 2 e édition de MASSON, paris, 75-224.
87. Nolan, L. K., Vaillancourt, J. P., Barbieri, N. L., & Logue, C. M. (2020). Colibacillosis. *Diseases of Poultry*, 770-830 pp.
88. Tourdjman M; Laurent E; Leclercq A. (2014). Listériose humaine : une zoonose d'origine alimentaire, *Revue francophone des laboratoires*, N°464, 37-44.
89. Okafor, U. C., Okafor, S. C., & Ogugua, A.J. (2020). Occurrence of multidrug-resistant *Salmonella* in cattle carcass and contact surfaces in Kwata slaughterhouse, Awka, Anambra State, Nigeria. *International Journal of One Health*, 6(1), 49-55.
90. Okaiyeto, S. A., Sutar, P. P., Chen, C., Ni, J. B., Wang, J., Mujumdar, A. S., ... & Xiao, H. W. (2024). Antibiotic resistant bacteria in food systems: Current status, resistance mechanisms, and mitigation strategies. *Agriculture Communications*, 2(1), 100027.
91. Palmer, A. D., & Slauch, J. M. (2017). Mechanisms of *Salmonella* pathogenesis in animal models. *Human and Ecological Risk Assessment: An International Journal*, 23(8), 1877–1892.
92. Ponce, N. M., Pujol, C. A., Damonte, E. B., Flores, M. L. Stortz, C. A (2003). Fucoidans de l'algue brune *Adenocystis utricularis* : méthodes d'extraction, activité antivirale et études structurales. *Carbohydrate Research*, 338(2), 153-165.
93. Ryan, K. J., & Ray, C. G. (Eds.). (2004). *Sherris Medical Microbiology*. McGraw-Hill. [ISBN 9780071244452]
94. Rasigade JP, Vandenesch F. *Staphylococcus aureus*: a pathogen with still unresolved issues. *Infect Genet Evol.* 2014 Jan;21:510-4.
95. Serraino, A., Bardasi, L., Riu, R., Pizzamiglio, V., Liuzzo, G., Galletti, G., Giacometti, F., Meriardi, G. (2012). Visual evaluation of cattle cleanliness and correlation to carcass microbial contamination during slaughtering. *Meat science*, 90(2), 502–506.

96. Shaji, S., Selvaraj, R. K., & Shanmugasundaram, R. (2023). *Salmonella* Infection in Poultry: A Review on the Pathogen and Control Strategies. *Microorganisms*, 11(11), 2814.
97. Smet A., Rasschaert G., Martel A., Persoons D., Dewulf J., Butaye P., Catry B., Haesebrouck F., Herman L., Heyndrickx M. (2010). In situ ESBL conjugation from avian to human *Escherichia coli* during cefotaxime administration. *J. Appl. Microbiol.* 110:541–549.
98. Taylor, T. A., & Unakal, C. G. (2023, July 17). *Staphylococcus aureus* infection. Oakland University; The University of the West Indies. Retrieved from <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK441868/>
99. tabo D. 2013. Etude de la contribution des salmonelles aviaires aux salmonelloses humaines au Tchad : Cas de la ville capitale, N'Djamena th. Doctorat ParisTech L'Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement. 152p.
100. Teklu, A., & Negussie, H. (2011). Assessment of risk factors and prevalence of *Salmonella* in slaughtered small ruminants and environment in an export abattoir, Modjo, Ethiopia. *American-Eurasian Journal of Agricultural & Environmental Sciences*, 10, 992-999.
101. Verraes, C., Van Boxtael, S., Van Meervenne, E., Van Coillie, E., Butaye, P., Catry, B., de Schaetzen, M. A., Van Huffel, X., Imberechts, H., Dierick, K., Daube, G., Saegerman, C., De Block, J., Dewulf, J., & Herman, L. (2013). Antimicrobial resistance in the food chain: a review. *International journal of environmental research and public health*, 10(7), 2643–2669.
102. Verdier, E. (2019). Contaminants dans les aliments : Panorama des modes de contamination et des risques. *Nutrition Clinique et Métabolisme*. Version of Record .Présenté lors des Journées Francophones de Nutrition (JFN) 2018 – symposium AFDN.
103. Virlogeux-Payant I; Lalmanach A.C; Beaumont C; Hirt H; Velge P. (2012). *Salmonella*, de la plante au tube digestif : Des recherches pour élaborer des stratégies de lutte, *Innovations Agronomiques* 24, 35-48.
104. Walsh C., Duffy G., Nally P., O'Mahony R., McDowell D.A., Fanning S. (2008). Transfer of ampicillin resistance from *Salmonella* Typhimurium DT104 to *Escherichia coli* K12 in food. *Lett. Appl. Microbiol.* 46:210–215.
105. Wigley, P. (2024). *Salmonella* and the chicken: reflections on salmonellosis and its control in the United Kingdom. *Poult. Sci. Manag.* 1, 1
106. WHO (2003). Manual for the Laboratory Identification and Antimicrobial Susceptibility Testing of Bacterial Pathogens of Public Health Importance.

107. You Essoh, C. (2013). Étude épidémiologique de souches de *Pseudomonas aeruginosa* responsables d'infections et de leurs bactériophages pour une approche thérapeutique (Doctoral dissertation, Paris 11), 56.

Annexe 1

Matériel utilisé

1. Matériel de prélèvement et d'inoculation

- Anse de platine : pour l'ensemencement sur milieux.
- Pipettes stériles (manuelles ou automatiques) : pour prélever des volumes précis de liquides.
- Tubes Falcon ou tubes à essai stériles : pour contenir les échantillons ou les cultures.
- Sacs de prélèvements

2. Matériel d'observation

- Microscope optique : observation des bactéries colorées (Gram).
- Lames et lamelles : pour la préparation des frottis.

3. Milieux et réactifs

- Milieux solides et semi solide : Gélose nutritive, Hektoen, Muller Hinton, Milieu TSI, Citrate de Simmons, Milieu mannitol de mobilité
- Bouillons : MKTTn (Müller-Kauffmann au tétrathionate-novobiocine), bouillon Clark et Lubs, Bouillon nitraté, LDC, Urée-indole
- Ractifs : Kovacs, TDA, RM, VPI et VPII, Nit I et Nit 2
- Colorants : Violet de gentiane, Lugol, Fushine et alcool

4. Matériels d'incubation

- Etuves
- Bain marie

5. Matériel de nettoyage et désinfection

Solutions désinfectantes (ex : éthanol 70 %, eau de Javel diluée).

6. Matériel d'analyse et mesure

- PH-mètre : pour ajuster les milieux.
- Spectrophotomètre : pour mesurer la densité optique (croissance bactérienne).
- Balance analytique : pour peser avec précision les milieux et réactifs.

7. Matériel de conservation

Réfrigérateurs : pour la conservation des souches et des milieux.

8. Matériel de stérilisation et sécurité

- Bec bunsen
- Autoclave : pour la stérilisation à vapeur (121 °C, 15 psi, 15-20 min).
- Porte-anse chauffant ou bec Bunsen : pour flamber les anses et tubes.
- Gants, blouses, masques : équipement de protection individuelle.

Autres matériels

- Portoirs de tubes
- Agitateurs de type vortex
- Agitateur plaque chauffante

Tableau A.1. : Composition des milieux de culture synthétisés au cours de notre étude

Milieux	Composition (par litre)	
Eau Peptonée Tamponnée	Peptone	10,0 g
	Chlorure de sodium	5,0 g
	Hydrogène ortho phosphate disodique	9,0 g
	Dihydrogène-orthophosphate de potassium	1,5 g
	PH = $5,2 \pm 0,2$.	
Mannitol-mobilite	Peptone	20 g
	Nitrate de potassium :	1 g
	Mannitol	2 g
	Rouge de phénol	40 mg
	Gélose	4 g
	PH = 8,1	
Bouillon nitraté	Peptone	5 g
	Extrait de viande	3 g
	KNO 3 (nitrate de potassium)	1 g
	pH final : $7,0 \pm 0,2$	

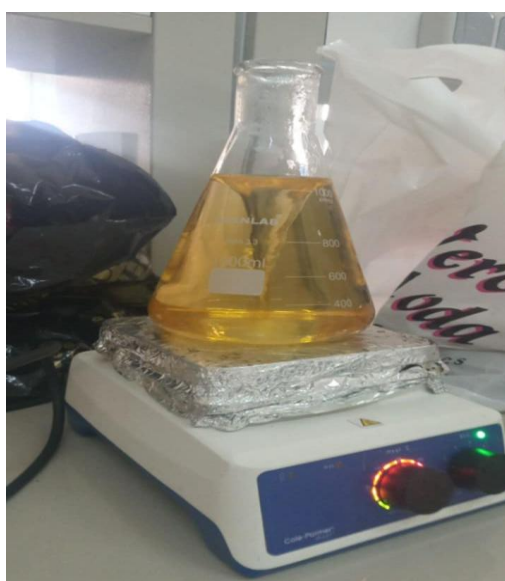


Figure A.1 : Préparation de milieu de culture, cas de l'eau peptonnée tamponnée