



Université Constantine 1 Frères Mentouri
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

جامعة قسنطينة 1 الإخوة منتوري
كلية علوم الطبيعة والحياة

Département : Microbiologie

قسم : الميكروبيولوجيا

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie Appliquée

N° d'ordre :

N° de série :

Intitulé :

**Approche nécropsique, isolement et identification des bactéries
pathogènes aviaires : cas d'*Escherichia coli*, *Salmonella* et
Staphylococcus.**

Présenté par : DJIMLI Mouna
ZAOUI Ikram

Le : 29/06/2025

Jury d'évaluation :

Présidente : Dr BENKAHOUL Malika (MCA- U Constantine 1 Frères Mentouri).

Encadrante : Dr BOUBEKRI Karima (MCA- U Constantine 1 Frères Mentouri).

Co-Encadrante : Dr BOUDJEDIR Hadia (Vétérinaire- Clinique Beguiret, Constantine).

Examinatrice : Dr ARABET Dallel (MCA- U Constantine 1 Frères Mentouri).

**Année universitaire
2024 – 2025**

Remerciements

Après avoir rendu grâce à Dieu Tout-Puissant, source de force et de sagesse, nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à toutes celles et ceux qui, de près ou de loin, ont contribué à l'élaboration et à l'aboutissement de ce mémoire.

Nous remercions tout particulièrement Dr BOUBEKRI Karima, Enseignante chercheuse à l'Université Constantine 1 Frères Mentouri, laboratoire de Biologie Moléculaire et Cellulaire, équipe Biologie des Phages et Biochimie Appliquée, pour le choix du thème, pour son encadrement rigoureux, son écoute, sa disponibilité et ses précieux conseils tout au long de ce travail. Sa bienveillance et son accompagnement ont été d'un grand soutien.

Nos remerciements vont également au Dr BOUDJEDIR Hadia, vétérinaire, qui a assuré le co-encadrement de ce travail, ainsi qu'aux responsables et au personnel de la clinique vétérinaire Beguiet pour leur accueil chaleureux, leur disponibilité et les connaissances pratiques qu'ils ont généreusement partagées. Leur collaboration a été précieuse et a largement contribué à la concrétisation de cette étude.

Nous tenons aussi à remercier sincèrement Dr BENKAHOUL Malika, pour l'honneur qu'elle nous a fait en acceptant de présider cette soutenance, ainsi que Dr ARABET Dallel, pour avoir accepté d'examiner ce travail avec attention.

À nos familles, nous devons les mots les plus sincères. À nos parents, qui ont toujours cru en nous, même lorsque la fatigue ou le doute prenaient le dessus. Merci pour votre amour inconditionnel, votre patience, vos sacrifices discrets mais immenses, et votre soutien indéfectible. Vous êtes notre plus grande force.

Enfin, nous adressons une pensée reconnaissante à toutes les personnes qui ont croisé notre chemin durant cette aventure, et qui, par un geste, un mot ou une présence, ont contribué d'une manière ou d'une autre à la réalisation de ce travail.

Ce mémoire est bien plus qu'un travail universitaire : il représente l'aboutissement d'un parcours riche en efforts, en émotions et en belles rencontres.

Merci à toutes et à tous, du fond du cœur.

Dédicace

Avec une immense gratitude et une émotion sincère, je dédie ce travail à toutes les âmes qui ont été lumière, force et refuge dans cette étape cruciale de ma vie.

À Allah, le Tout-Puissant, source de paix et de sagesse, pour m'avoir guidée à chaque pas, donné la force dans l'épuisement, la patience dans l'attente, et la persévérance face aux doutes. Sans Sa miséricorde, rien de cela n'aurait été possible.

À ma maman, Mon refuge, mon exemple, mon amour éternel. Merci pour ton cœur immense, pour ta patience infinie, pour tes prières qui m'ont portée quand mes forces me quittaient. Tu es la raison pour laquelle je veux toujours devenir une meilleure personne.

À mon père, Merci pour tes efforts, ta confiance en moi, tes conseils, et ta présence même dans le silence. Tu es un modèle de force et de générosité. Pour ton regard rempli de fierté. Pour tous tes sacrifices, pour ta force silencieuse, pour ton soutien discret mais constant. Merci d'avoir toujours cru en moi.

À mon frère Mouad et ma sœur Hanine, Pour vos sourires, votre tendresse, vos encouragements. Merci d'être ma source de joie.

À ma famille, Pour l'amour, les prières, la présence, et tout spécialement à ma tante maternelle Asma, Merci pour ton affection sincère, ta présence dans les moments importants, tes mots doux et ton amour qui m'ont toujours réconfortée. Tu as une place spéciale dans mon cœur.

À mon binôme, Merci.

Ce mémoire est bien plus qu'un travail.

C'est un morceau de vie, un morceau de moi.

Un chemin d'efforts, mais surtout d'amour et de reconnaissance.

Mouna

Dédicace

Je dédie ce modeste travail,

À la personne sans qui je ne serais pas là où je suis aujourd'hui, qui m'a toujours soutenue et encouragé tout au long de mes études, et qui a éclairé mon chemin et facilité ma réussite.

A toi mon cher papa,

À la prunelle de mes yeux, celle qui m'a soutenue et qui a voulu me voir toujours au sommet, comme une étoile filante.

A toi ma chère mère,

À vous, mes chers parents, pour cet amour infini et ces sacrifices inestimables qui ont forgé mon parcours,

A mes frères,

À mon grand frère Hichem, source de force dans ma vie, que je remercie de tout cœur pour tout ce qu'il a fait pour moi. Je suis fière d'avoir un frère comme toi.

À ma merveilleuse sœur Mouna, lumière douce et constante dans mon parcours.

À mon binôme, pour son soutien et son engagement tout au long de ce travail.

À mes proches et amis, pour leur présence, leurs encouragements et leur bienveillance.

Ikram

RESUME

L'élevage avicole en Algérie est confronté à plusieurs infections bactériennes majeures, notamment la colibacillose, la salmonellose et les staphylococcies. Ces pathologies entraînent d'importantes pertes économiques, dues à la mortalité, à la baisse des performances zootechniques et aux coûts vétérinaires. Un problème croissant dans ce contexte est l'émergence de la résistance aux antibiotiques, qui complique la prise en charge thérapeutique et la gestion sanitaire globale. Le présent travail a pour objectif d'acquérir des compétences pratiques en autopsie aviaire, depuis l'examen externe de l'animal jusqu'à l'analyse des organes internes, dans le but d'optimiser l'isolement et la caractérisation des bactéries pathogènes, ainsi que l'évaluation de leur profil de résistance aux antibiotiques. Au total, vingt autopsies ont été réalisées sur des sujets morts naturellement ou euthanasiés. Des prélèvements ont été effectués sur différents organes permettant l'isolement de 29 souches d'*Escherichia coli*, 9 souches de *Salmonella sp.* et 2 souches de *Staphylococcus sp.* Les résultats ont mis en évidence une multirésistance préoccupante. Les souches d'*E. coli* ont montré une résistance de 100 % à la pénicilline et à l'oxacilline, 96,15 % aux quinolones, 92,31 % aux cyclines, 88,46 % à l'amoxicilline et à l'ampicilline, et 76,92 % aux sulfamides. Les *Salmonella sp.* étaient totalement résistantes à la spiramycine et à la pénicilline, et partiellement résistantes à la péfloxacin (77,78 %) et aux lincosamides (55,56 %). Quant aux deux souches de *Staphylococcus*, elles ont présenté une résistance totale aux quinolones, aux cyclines et aux polymyxines. Ces résultats soulignent la nécessité urgente de renforcer les mesures de biosécurité dans les élevages, de rationaliser l'usage des antibiotiques, et de mettre en place un système de surveillance structuré de l'antibiorésistance, afin de préserver à la fois la santé animale et la santé publique. L'identification génomique des souches n'a pas pu être réalisée. Cette contrainte ouvre des perspectives de recherche pour mieux comprendre l'épidémiologie, la pathogénicité et le risque zoonotique des bactéries isolées.

Mots-clés : Pathologies bactériennes aviaires, antibiorésistance, élevage aviaire à Constantine, *Escherichia coli*, *Staphylococcus*, *Salmonella sp.*

Abstract

Poultry farming in Algeria faces several major bacterial infections, notably colibacillosis, salmonellosis, and staphylococcosis. These diseases cause significant economic losses due to mortality, decreased zootechnical performance, and veterinary costs. A growing issue in this context is the emergence of antibiotic resistance, which complicates therapeutic management and overall health control. The present work aims to acquire practical skills in avian necropsy, from external examination to the analysis of internal organs, in order to optimize the isolation and characterization of pathogenic bacteria and evaluate their antibiotic resistance profiles. A total of twenty necropsies were performed on birds that died naturally or were euthanized. Samples were taken from various organs, leading to the isolation of 29 *Escherichia coli* strains, 9 *Salmonella sp.*, and 2 *Staphylococcus sp.* The results revealed alarming multidrug resistance. *E. coli* strains showed 100% resistance to penicillin and oxacillin, 96.15% to quinolones, 92.31% to tetracyclines, 88.46% to amoxicillin and ampicillin, and 76.92% to sulfonamides. *Salmonella sp.* was totally resistant to spiramycin and penicillin, and partially resistant to pefloxacin (77.78%) and lincosamides (55.56%). The two *Staphylococcus* strains showed complete resistance to quinolones, tetracyclines, and polymyxins. These findings highlight the urgent need to strengthen biosecurity measures on farms, rationalize antibiotic use, and implement a structured antimicrobial resistance monitoring system to protect both animal and public health. Genomic identification of the strains could not be performed, opening perspectives for future research into the epidemiology, pathogenicity, and zoonotic risk of the isolated bacteria.

Keywords: Avian bacterial diseases, antimicrobial resistance, poultry farming in Constantine, *Escherichia coli*, *Staphylococcus*, *Salmonella sp.*

ملخص

يواجه قطاع تربية الدواجن في الجزائر عدة أمراض بكتيرية خطيرة، أبرزها الإشريكية القولونية، والسالمونيلا، والمكورات العنقودية. وتتسبب هذه الأمراض في خسائر اقتصادية كبيرة نتيجة للنفوق، وتراجع الأداء الإنتاجي، وارتفاع التكاليف البيطرية. وتُعد مقاومة البكتيريا المتزايدة للمضادات الحيوية من التحديات المتفاقمة، إذ تعقد العلاج وتزيد من صعوبة التحكم الصحي في المزارع. يهدف هذا العمل إلى اكتساب مهارات تطبيقية في تشريح الطيور، بدءًا من الفحص الخارجي ووصولًا إلى تحليل الأعضاء الداخلية، من أجل تحسين عملية عزل وتشخيص البكتيريا المسببة للأمراض، وتحديد مدى مقاومتها للعلاج بالمضادات الحيوية. تم إجراء 20 عملية تشريح على طيور نفقت طبيعيًا أو تم إعدامها بطريقة إنسانية. وقد أُخذت عينات من أعضاء مختلفة، مما سمح بعزل 29 سلالة من بكتيريا الإشريكية القولونية، و9 سلالات من بكتيريا السالمونيلا، و2 من بكتيريا المكورات العنقودية. أظهرت النتائج وجود مقاومة مقلقة للعديد من الأدوية. حيث أبدت سلالات الإشريكية القولونية مقاومة بنسبة 100 % للبنسلين والأوكساسيلين، و96.15 % لعائلة الكينولونات، و92.13 % لمجموعة التتراسيكلينات، و88.46 % للأموكسيسيلين والأمبيسيلين، و76.92 % لمرغبات السلفا. أما سلالات السالمونيلا، فقد كانت مقاومة بالكامل للسبيراميسين والبنسلين، ومقاومة جزئية للبيفلوكساسين بنسبة 77.78 %، ولعائلة اللينكوزاميدات بنسبة 55.56 % وبالنسبة للسلالتين من المكورات العنقودية، فقد أظهرتا مقاومة تامة للكينولونات، والتتراسيكلينات، ومضادات البوليبيكسين. تؤكد هذه النتائج على الحاجة الملحة إلى تعزيز إجراءات الأمن الحيوي في المزارع، وترشيد استخدام المضادات الحيوية، ووضع نظام وطني منظم لمراقبة مقاومة البكتيريا للأدوية، بهدف حماية الصحة الحيوانية والصحة العامة على حدّ سواء. ولم يكن بالإمكان إجراء التعريف الجيني لهذه السلالات، ما يفتح المجال لأبحاث مستقبلية لفهم أعمق لانتشار هذه البكتيريا، وقدرتها على التسبب في الأمراض، وخطر انتقالها إلى الإنسان.

الكلمات المفتاحية : الأمراض البكتيرية في الدواجن، مقاومة المضادات الحيوية، تربية الدواجن في قسنطينة، الإشريكية القولونية السالمونيلا والمكورات العنقودية.

Liste des abréviations

ANEV : Association nationale des éleveurs de volaille

APEC : *Avian Pathogenic Escherichia coli*

DK : Drigalski

FNA : Fédération nationale des aviculteurs

HK : Hektoen

IC : L'indice de consommation

Mac : MacConkey

O.N.A.B : Office National des Aliments de Bétail

O.R.AVI : Office régional d'aviculture

OMSA : Organisation mondiale de la santé animale

SAPAL : Société Algérienne de Production Animale

S-S : Salmonella-Shigella

TSI : *Triple Sugar Iron*

TVA : Taxe sur la valeur ajoutée

UE : Union européenne

XLD : Xylose-Lysine-Désoxycholate

Liste des tableaux

Tableau	Page
3.1	Résumé des facteurs étiologiques et pathogéniques de la Colibacillose..... 15
3.2	Résumé des facteurs étiologiques et pathogéniques de la salmonellose..... 19
5.1	Tableau récapitulatif des échantillons, types de prélèvements et bactéries recherchées..... 40
5.2	Liste des antibiotiques testés..... 49
6.1	Caractéristiques macroscopiques des colonies présumptives d' <i>E. coli</i> sur les trois milieux sélectifs..... 53
6.2	Résultats des tests biochimiques de l'isolat présumé d' <i>Escherichia coli</i> 55
6.3	Résistance et la sensibilité des souches d' <i>E. coli</i> 56
6.4	Caractéristiques des colonies de <i>Salmonella</i> sur différents milieux..... 60
6.5	Résistance et la sensibilité de <i>Salmonella</i> 62
6.5	Résistance et la sensibilité de <i>Salmonella</i> (suite)..... 63
6.6	Caractéristiques des colonies de staphylocoque sur différents milieux..... 65
6.7	Résultats des tests biochimiques pour les deux isolats..... 67
6.8	Résultats de l'antibiogramme pour les deux isolats..... 68
6.9	Résistance et la sensibilité de <i>Staphylococcus</i> 69
A.1.1	Composition des milieux de culture (Annexe 1)..... 86
A.1.1	Composition des milieux de culture (suite)..... 87
A.1.1	Composition des milieux de culture (suite)..... 88
A.1.1	Composition des milieux de culture (suite)..... 89
A.1.2	Diférents types de volailles (Annexe 1)..... 89

A.2.1	Concentration, diamètres critiques et règles de lecture interprétative en médecine vétérinaire pour Enterobacteriaceae (Annexe 2)	90
A.2.1	Concentration, diamètres critiques et règles de lecture interprétative en médecine vétérinaire pour Enterobacteriaceae (suite).....	91
A.2.2	Concentration, diamètres critiques et règles de lecture interprétative en médecine vétérinaire pour <i>Staphylococcus sp.</i>	92
A.2.2	Concentration, diamètres critiques et règles de lecture interprétative en médecine vétérinaire pour <i>Staphylococcus sp.</i> (suite).....	93
A.2.2	Concentration, diamètres critiques et règles de lecture interprétative en médecine vétérinaire pour <i>Staphylococcus sp.</i> (suite).....	94
A.3.1	Tableau de lecture de la galerie miniaturisée Api 20 E (Annexe 3)...	95

Liste des figures

Figure		Page
2.1	Les espèces de volailles.....	6
3.1	(a) Poulet de chair échantillonné présentant une lésion macroscopique typique de colibacillose : péricardite. (b) Poulet de chair échantillonné présentant des lésions macroscopiques typiques .	15
3.2	Typhose l'hypertrophie et la couleur vert bronze du foie sont caractéristique	20
3.3	Typhose (poule adulte) ovaire avec de nombreux follicules difformes, nodulaire et atrésique.....	20
3.4	Pullorose (poussins) foie hypertrophiés et congestionné présentant des foyers de nécrose blanchâtres.....	21
4.1	Model d'une fiche commémorative.....	26
4.2	Exemple de fiche d'autopsie utilisée (photo personnelle).....	27
	Exemple de fiche d'autopsie utilisée (photo personnelle) (suite).....	28
5.1	Localisation de la clinique vétérinaire Beguiret.....	36
5.2	Procédure de prélèvements.....	41
5.3	Organes prélevés pour l'analyse microbiologique (photographies prises au laboratoire).....	41
5.4	Etapas de préparation des échantillons (photographies personnelles)	42
5.5	Ensemencement sur milieux HK, DK et SS (photographies personnelles).....	42
5.6	Inoculation de la galerie Api 20E (photographies prises au laboratoire).....	48
5.7	Antibiogramme (photographies personnelles).....	49
6.1	Observation macroscopique des principales lésions constatées lors des autopsies chez les poulets et poussins.....	51

6.2	Résultat de l'ensemencement sur HK, DK, S-S (photos prise au laboratoire).....	52
6.3	Aspect des colonies d' <i>E. coli</i> après purification sur les trois milieux (photos prise au laboratoire).....	52
6.4	<i>Escherichia coli</i> après coloration de Gram observé au microscope (x100) (Photographie prise au laboratoire).....	53
6.5	Résultats biochimiques obtenus avec la galerie classique pour l'isolat d' <i>E. coli</i>	54
6.6	Étapes de l'identification des isolats bactériens à l'aide de la galerie API 20 E.....	55
6.7	Illustration d'un profil de sensibilité aux antibiotiques pour une souche d' <i>E. coli</i>	57
6.8	Apparence des colonies suspectées de <i>Salmonella</i> cultivées sur milieu Hektoen (Photographies prises en laboratoire).....	58
6.9	Aspect des colonies suspectées de <i>Salmonella</i> sur milieu Drigalski (Photos prises au laboratoire).....	58
6.10	Aspect des colonies suspectes <i>Salmonella</i> sur milieu S-S (Photos prise au laboratoire).....	59
6.11	Aspect des colonies suspectes <i>Salmonella</i> sur milieu XLD (Photo prise au laboratoire).....	59
6.12	Aspect des colonies suspectes <i>Salmonella</i> sur milieu MacConkey (photo prise au laboratoire).....	60
6.13	Observation de <i>Salmonella</i> après coloration de Gram au microscope (×100) (Photographie prise en laboratoire).....	61
6.14	Résultats biochimiques obtenus avec la galerie classique pour l'isolat de <i>Salmonella</i>	62
6.15	Résultats de l'antibiogramme de <i>Salmonella sp.</i> vis-à-vis de neuf antibiotiques.....	63
6.16	Aspect des colonies suspectes <i>Staphylocoque</i> sur milieu Chapman (photographies prises au laboratoire).....	64

6.17	Aspect des colonies suspectes <i>Staphylocoque</i> sur milieu Braid-Parker (Photographies prises au laboratoire).....	65
6.18	Staphylocoque après coloration de Gram observé au microscope Gx100 (photographies prise au laboratoire).....	66
6.19	Résultats des tests biochimiques effectués sur les isolats STP1 et STP2.....	67
6.20	Exemple de résultat d'un antibiogramme réalisé sur un isolat de <i>Staphylococcus sp.</i> (photographies personnelles).....	68

Table des matières	Page
Remerciements.....	<i>i</i>
RESUME	<i>iv</i>
LISTE DES ABREVIATIONS.....	<i>vii</i>
LISTE DES TABLEAUX.....	<i>viii</i>
LISTE DES FIGURES.....	<i>x</i>
CHAPITRE 1	
INTRODUCTION.....	1
1.1 Problématique :.....	2
1.2 Hypothèse de travail :	2
1.3 Objectif :	3
CHAPITRE 2	
LES VOLAILLES.....	4
2.1 Les poules.....	4
2.2 Les volailles fermières élevées en plein air et en liberté.....	5
2.3 Les dindons.....	5
2.4 Description de la filière avicole en Algérie.....	5
2.5 Evolution de l'élevage de volaille en Algérie.....	7
2.6 Les races et souches avicoles utilisées en Algérie.....	7
2.6.1 Algérie Les souches de poules de chair.....	7
2.6.2 Les souches de poules pondeuses.....	8
2.6.3 Les races et souches de dindes.....	9
2.7 Production mondiale de volaille.....	9
2.8 Cadre réglementaire et réformes récentes de l'élevage avicole en Algérie.....	9
2.9 Dépendance au marché mondial.....	10
2.9.1 Importations massives d'intrants.....	10
2.9.2 Coûts élevés et instabilité des approvisionnements.....	11
2.10 Performances zootechniques et compétitivité.....	12
2.11 Dysfonctionnements organisationnels.....	12
2.12 Perspectives de développement.....	12
CHAPITRE 3	
LES MALADIES BACTERIENNES.....	14
3.1 Maladie Colibacilloses aviaires.....	14
3.1.1 Lésions observées à l'autopsie.....	14
3.2 Infections à <i>Staphylococcus aureus</i> chez la volaille	16
3.2.1 Portage de <i>S. aureus</i> chez la volaille.....	16

3.2.2 Staphylococcies aviaires.....	16
3.2.3 Symptômes et lésions.....	16
3.3 Salmonellose.....	17
3.3.1 Symptômes.....	17
3.4 Prévalence de la colibacillose aviaire en Algérie.....	18
3.5 Évolution de la salmonellose aviaire en Algérie.....	21
3.6 Apparition des infections à <i>Staphylococcus aureus</i>	22
CHAPITRE 4	
L'AUTOPSIE AVIAIRE.....	23
4.1 Matériels requis.....	23
4.2 Fiche D'autopsie Aviaire.....	25
4.3 Conduite de l'autopsie.....	25
4.3.1 Disposition de l'animal.....	25
4.3.2 Examen externe de l'animal.....	29
4.3.3 État général.....	29
4.3.4 Tête.....	29
4.3.5 Incision.....	30
4.3.6 Éviscération.....	32
4.3.7 Autopsie de l'appareil respiratoire.....	34
4.3.8 Autopsie du tube digestif.....	34
4.3.9 Lésions du système nerveux.....	37
4.3.10 Lésions de l'appareil locomoteur.....	37
CHAPITRE 5	
MATERIEL ET METHODES.....	38
5.1 L'autopsie.....	38
5.1.1 Examen de l'appareil digestif et respiratoire.....	39
5.1.2 Ouverture des portions du tractus digestif.....	39
5.1.3 Observation des sacs aériens.....	39
5.1.4 Observation des organes respiratoires intrathoracique.....	40
5.2 Les prélèvements.....	40
5.2.1 Autopsie avant le prélèvement.....	40
5.2.2 Le prélèvement.....	41
5.3 Isolement des trois bactéries d'origine aviaire.....	43
5.3.1 <i>Escherichia coli</i>	44
5.3.2 <i>Salmonella</i>	44
5.3.3 Staphylocoque.....	45
5.4 Purification et conservation.....	45

5.5 Identification.....	45
5.5.1 Etude macroscopique.....	46
5.5.2 Etude microscopique.....	46
5.5.3 Tests biochimiques.....	47
5.5.4 Galerie Api 20 E.....	49
5.5.5 Antibiogramme.....	50
CHAPITRE 6	
RESULTATS	53
6.1 L'autopsie.....	53
6.2 L'isolement d'Escherichia coli.....	54
6.2.1 La purification.....	54
6.2.2 Identification.....	55
6.2.3 Antibiogramme.....	58
6.3 L'isolement de <i>Salmonella</i>	59
6.3.1 La purification.....	59
6.3.2 Identification.....	61
6.3.3 Identification biochimique.....	62
6.3.4 Galerie Apie20E.....	63
6.3.5 L'antibiogramme.....	64
6.4 Isolement de Staphylocoque.....	66
6.4.1 purification.....	66
6.4.2 identification.....	67
6.4.3 identification biochimique.....	68
6.4.4 l'antibiogramme.....	69
CHAPITRE 7	
DISCUSSION	72
CHAPITRE 8	
CONCLUSION ET PERSPECTIVES	79
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	81
ANNEXE	
Annexe (1).....	93
Annexe (2).....	97
Annexe (3).....	102

Chapitre 1 : Introduction

INTRODUCTION

L'élevage de volailles constitue l'un des piliers de la production animale en Algérie. Grâce à une évolution significative des pratiques depuis les années 1980, l'aviculture a connu une expansion remarquable, permettant de répondre à une demande nationale croissante en protéines animales. Selon les données du ministère de l'agriculture (MADR, 2021), la production de viande blanche a atteint 537 240 tonnes en 2020, et environ 10 milliards d'œufs par an. Les principales régions de production incluent la Mitidja (Blida, Boumerdès), Oran-Mostaganem, et Constantine-Annaba, où les taux de fertilité varient entre 75 % et 90 % selon les espèces et les conditions d'élevage.

En dépit des avancées enregistrées, la filière avicole en Algérie demeure confrontée à d'importants défis sanitaires. De nombreuses exploitations, qu'elles soient de type industriel ou traditionnel, présentent des insuffisances notables en matière de biosécurité, de gestion des infrastructures (notamment la ventilation, l'humidité et l'hygiène de la litière), ainsi que dans le suivi vétérinaire et la surveillance épidémiologique. Ces défaillances créent un environnement propice à l'émergence et à la propagation de diverses maladies aviaires, qu'elles soient d'origine virale, parasitaire ou bactérienne. Parmi les affections d'origine bactérienne, la colibacillose, la salmonellose et la staphylococcose occupent une place prépondérante en raison de leurs impacts significatifs sur la santé des volailles, la rentabilité des élevages, et, dans certains cas, sur la santé publique.

La colibacillose aviaire, provoquée par les souches pathogènes d'*Escherichia coli* connues sous le nom de *Avian Pathogenic Escherichia coli* (APEC), constitue l'une des principales causes de morbidité et de mortalité dans les élevages avicoles intensifs à l'échelle mondiale (Stordeur *et al.*, 2002). Cette maladie peut se manifester sous diverses formes cliniques, telles que l'aérosacculite, la septicémie, la péricardite ou encore l'omphalite. Elle entraîne non seulement des retards de croissance et des pertes économiques considérables, mais aussi des saisies à l'abattage et une utilisation accrue d'antibiotiques (Yogarathnam, 1995).

La salmonellose, quant à elle, est causée par des bactéries du genre *Salmonella* et demeure particulièrement redoutée en raison du pouvoir pathogène élevé de certaines souches, ainsi que leur caractère zoonotique, représentant un risque à la fois pour la santé animale et humaine via la chaîne alimentaire (Carrique-Mas & Davies, 2008).

Enfin, *Staphylococcus aureus* est fréquemment retrouvé dans les cas de lésions cutanées, d'abcès, d'arthrites ou de septicémies, notamment dans des contextes d'hygiène déficiente. Ces différentes infections bactériennes, souvent concomitantes, aggravent la mortalité dans les élevages et peuvent compromettre gravement la rentabilité et la sécurité sanitaire de la production avicole (Tang *et al.*, 2017).

Face à la menace que représentent ces agents pathogènes, l'antibiothérapie reste largement utilisée, tant à des fins préventives que curatives dans les élevages avicoles. Toutefois, le recours fréquent, souvent abusif ou mal contrôlé à ces traitements a favorisé, au fil du temps, l'apparition de souches bactériennes multirésistantes. Ce phénomène, désormais reconnu comme un enjeu majeur de santé publique à l'échelle mondiale, touche aussi bien le domaine vétérinaire que la médecine humaine. Plusieurs études ont mis en évidence la présence, dans les exploitations avicoles, de bactéries résistantes à de nombreuses familles d'antibiotiques, y compris certains considérés comme essentiels en santé humaine (Lee, 2003 ; Livermore, 2000). Dans ce contexte, l'évaluation régulière de la sensibilité des souches bactériennes isolées chez les volailles apparaît comme une étape cruciale. Elle permet non seulement de mieux adapter les protocoles thérapeutiques, mais également de lutter contre la progression de l'antibiorésistance et de concevoir des stratégies sanitaires plus efficaces.

1.1 Problématique :

En Algérie, les élevages avicoles sont confrontés à une forte prévalence d'infections bactériennes telles que la colibacillose, la salmonellose et la staphylococcose. Cependant, les informations détaillées sur la fréquence de ces maladies ainsi que sur la résistance aux antibiotiques des agents pathogènes en cause restent limitées et dispersées. L'absence de diagnostics microbiologiques systématiques et le manque de surveillance adaptée de l'usage des antibiotiques favorisent l'apparition et la dissémination de souches bactériennes multirésistantes. Cette situation soulève une question centrale : comment identifier efficacement les agents bactériens responsables des pathologies aviaires majeures et évaluer leur résistance aux antimicrobiens afin d'améliorer la gestion sanitaire dans les élevages avicoles ?

1.2 Hypothèse de travail :

Nous formulons l'hypothèse que les principales bactéries responsables des infections

notamment *Escherichia coli*, *Salmonella sp.* et *Staphylococcus sp.* présentent des profils de résistance préoccupants aux antibiotiques couramment utilisés, en raison d'un usage non contrôlé des traitements antimicrobiens et de l'absence de suivi microbiologique structuré.

1.3 Objectif :

L'objectif général de cette étude est de mieux comprendre l'impact des infections bactériennes aviaires en Algérie, en s'appuyant sur une revue systématique de la littérature et une analyse expérimentale menée dans la région de Constantine. Plus précisément, il s'agira de :

- Synthétiser les connaissances disponibles sur la production avicole nationale et les pathogènes majeurs affectant les volailles.
- Identifier, à travers des examens post-mortem et des analyses microbiologiques, les bactéries impliquées dans les cas pathologiques observés localement.
- Évaluer les profils de résistance aux antibiotiques des souches isolées.
- Participer à un stage d'observation en autopsie vétérinaire afin de se familiariser avec les pratiques post-mortem, tout en enrichissant le vocabulaire technique lié à la pathologie aviaire.

Chapitre 2 :

Les volailles

LES VOLAILLES

Les volailles sont des classes d'oiseaux qui se sont mis à interagir avec les humains, à la fois pour l'élevage et la domestication, pour la consommation de leur viande, les œufs qu'ils produisent et même leurs plumes. Le terme « Volaille » inclut un énorme nombre d'oiseaux comme indigènes et commerciaux, dont les poules, les canards de Barbarie, canards colverts, dindons, pintades, autruches, oies, cailles, pigeons et faisans (FAO, 2025).

Les volailles sont élevées dans le monde entier, et la sous-catégorie des poules est la principale espèce élevée à l'échelle de la planète (FAO, 2025). Pour les autres types de volaille, il y a nettement plus de canards en Asie que pour le reste du monde, alors que les dindons sont quant à eux plus nombreux en Amérique du Nord, puis en Europe et en Asie. L'Asie et en Afrique, ceux qui possèdent le plus d'oies et de pintades (FAO, 2025).

Tous les types de systèmes avicoles, petits et grands, possèdent des poules, canards, pintades, oies et dindons. C'est presque exclusivement dans les systèmes à grande échelle qu'on ne trouve pas de faisans, cailles et autruche (FAO, 2025).

2.1 Les poules

Elles sont l'espèce avicole dominante qui représente environ 90 % de la production mondiale de viande de volaille et 93 % de la production d'œufs. Les marins et les commerçants ont introduit ces poules domestiques dans le reste du monde après leur apparition en Asie du Sud-Est il y a plus de 8 000 ans. Elles sont élevées aussi bien dans des systèmes intensifs que dans des exploitations rurales (FAO, 2025).

Au cours des dernières décennies, des espèces de poules commerciales à haut rendement ont été développées pour répondre à la demande mondiale croissante en aliments d'origine animale. Ces poules sont élevées spécifiquement pour la production de viande ou d'œufs et nécessitent une gestion nutritionnelle et hygiénique stricte afin d'atteindre leur plein potentiel génétique. On les trouve partout dans le monde et elles sont principalement utilisées par les grandes entreprises (FAO, 2025).

Les souches commerciales modernes ont été développées pour optimiser la production de viande (poulets de chair) (**fig. 2.1a**) et d'œufs (pondeuses) (**fig. 2.1b**). Ces races nécessitent un suivi nutritionnel et sanitaire rigoureux pour maximiser leur rendement. En revanche, dans les

zones rurales et périurbaines, des races locales sont encore privilégiées pour leur double vocation (chair et ponte). Bien que leur productivité soit plus faible, elles présentent des atouts considérables : une grande résistance aux maladies, une capacité à se nourrir seules et une bonne adaptation aux conditions locales. Certaines lignées hybrides, issues de croisements, offrent une alternative intermédiaire entre les races locales et commerciales (FAO, 2025).

2.2 Les volailles fermières élevées en plein air et en liberté

En volailles de chair, le terme « fermier » est réservé aux volailles de haute qualité élevées en plein air ou en liberté, sous Label Rouge, biologiques ou Appellation d'Origine Contrôlée – Appellation d'Origine Protégée, une appellation qui ne désigne qu'une partie de la production française : la Volaille de Bresse (FAO, 2025).

Seules les productions artisanales en vente directe ou locale (50 volailles par jour) peuvent également utiliser le terme « fermier » si elles ne sont pas affiliées à ces labels (FAO, 2025).

Les volailles classées « fermières – élevées en plein air » ont accès à un parcours extérieur fermé, tandis que celles classées « fermières – élevées en liberté » ont accès à un parcours ouvert (FAO, 2025).

2.3 Les dindons

Les dindons (**fig. 2.1c**) constituent environ 5 % de la production de viande. Ils sont originaires d'Amérique latine. Avec la colonisation européenne de l'Amérique centrale au XVII^e siècle, ils ont été introduits en Europe et sont aujourd'hui répandus dans le monde entier. Les races élevées intensivement ont généralement des plumes blanches, tandis que les petits producteurs de volaille élèvent des oiseaux à plumes noires. Plus de 450 millions de dindons étaient élevés dans le monde en 2020 (Volaille Info, 2022).

2.4 Description de la filière avicole en Algérie

Au cours des dernières décennies, la filière avicole en Algérie a connu un développement remarquable, au point de devenir l'un des secteurs les plus dynamiques de la production animale nationale. Elle joue désormais un rôle central dans l'économie agricole, tant par son volume de production que par sa capacité à répondre à une demande croissante en protéines animales. Ce développement s'inscrit dans le cadre des politiques publiques mises en place depuis les années 1980, visant à renforcer l'autosuffisance alimentaire du pays (Kaci, 2015).

La filière se caractérise par une structure duale, marquée par la coexistence d'acteurs publics et privés à toutes les étapes de la chaîne de valeur. Elle intègre la production et la commercialisation des aliments pour volailles, la fabrication de matériel avicole, la production de poussins et de poulettes, ainsi que les activités d'abattage et de distribution. Les entreprises publiques, à l'instar de l'Office National des Aliments de Bétail (ONAB) et des Groupes Avicoles Régionaux, interviennent principalement dans les segments amont, tandis que le secteur privé occupe une place prépondérante dans les segments de production intensive et de transformation (Kaci, 2015).

Par ailleurs, la filière est encadrée par un réseau institutionnel et vétérinaire dense, incluant des dispositifs de contrôle sanitaire et de qualité. Ce cadre permet d'assurer la traçabilité des produits avicoles et la transparence des transactions, éléments devenus essentiels dans un contexte de professionnalisation progressive du secteur (Kaci, 2015). Source précieuse et économique de protéines animales, notamment pour les pays en développement, la volaille connaît une croissance rapide dans le monde entier depuis des centaines d'années (MADR, 2011). En 2023, la production de viande blanche en Algérie a atteint environ 540 000 tonnes, marquant une nette progression du secteur avicole national pour répondre à la demande en protéines animales (El Moudjahid, 2023). Toutefois, la consommation moyenne par habitant reste relativement faible, estimée à 15 kg par an, contre une moyenne mondiale de 18 kg (El Watan, 2023). Ce niveau demeure inférieur à celui observé dans d'autres régions, notamment en France (24,9 kg), au Brésil (37 kg) et en Amérique du Nord (52,6 kg), ce qui classe l'Algérie parmi les pays à plus faible consommation de viande de volaille (Volaille Info, 2022).

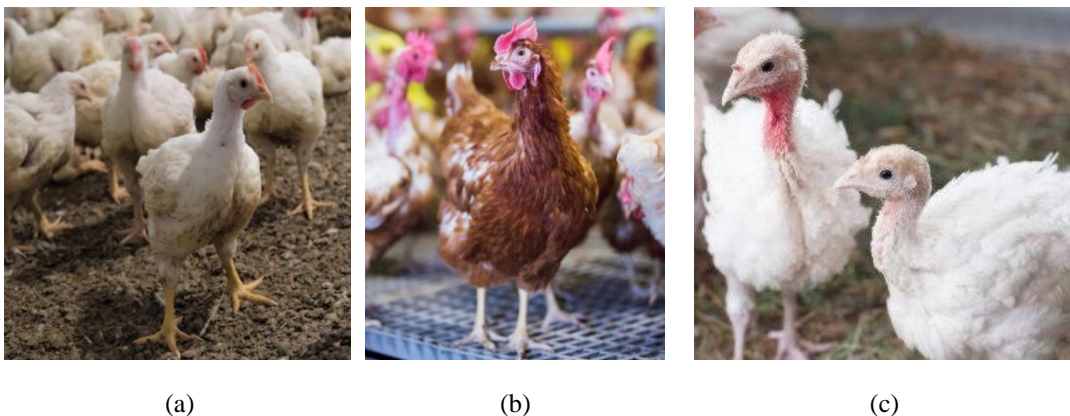


Figure 2.1 : Les espèces de volailles : (a) poule de chair, (b) poule pondeuse, (c) dinde, (Melusha, 2020 ; Radio Ndeke Luka, 2022 ; Kaci et Cheriet, 2013).

2.5 Evolution de l'élevage de volaille en Algérie

Ces dernières années, l'aviculture algérienne a connu d'importantes évolutions et est en voie de disparition en tant qu'industrie traditionnelle. Cet élevage intensif et qualifié industriellement n'a débuté qu'à partir des années soixante-dix au sein de l'O.N.A.B chargé d'assurer l'autosuffisance de la population galopante en protéines animaux (Boukhelifa, 2017).

- La mission de l'O.N.A.B. a été élargie en 1970 par le ministre de l'Agriculture et de la Révolution agricole, qui a chargé l'organisation de prendre toute mesure susceptible d'accroître et de stabiliser la production de viandes blanches. Cela a été réalisé par la création d'une organisation coopérative agricole responsable de l'agriculture au sein de chaque wilaya.
- De 1974 à 1977, elle a contribué à l'émergence d'une politique avicole axée principalement sur la chaire intensive.
- Pour encourager une nouvelle dynamique dans le domaine avicole, l'Office régional d'aviculture (O.R.AVI) a été créé en 1981 dans chacune des trois régions du pays : l'Est, le Centre et l'Ouest.
- Le nombre d'avicultures en Algérie a augmenté au cours des années 1980 et 1990, en grande partie grâce aux politiques avicoles initiées par l'État, particulièrement avantageuses aux exploitations privées.

Aujourd'hui, une véritable activité industrielle intégrée à un complexe économique a progressivement remplacé le travail artisanal et agricole traditionnel. Par exemple, la Société Algérienne de Production Agricole (SAPA), implantée dans plusieurs régions, est un acteur majeur qui a mis en place des complexes avicoles intégrés, combinant élevage industriel, production d'aliments pour volailles et gestion sanitaire rigoureuse. Cette industrialisation contribue à moderniser la filière avicole en Algérie, avec une amélioration des techniques d'élevage, une réduction des pertes dues aux maladies, et une augmentation de la productivité globale (Boukhelifa, 2017).

2.6 Les races et souches avicoles utilisées en Algérie

2.6.1 Les souches de poules de chair

En Algérie, l'élevage intensif de poulets de chair repose essentiellement sur l'importation et

l'utilisation de souches hybrides sélectionnées pour leur performance zootechnique, notamment leur croissance rapide, leur rendement en viande et leur adaptation aux conditions locales (Agence Ecofin, 2024). Parmi les souches les plus couramment utilisées, la Cobb 500 domine le marché. Elle est largement importée, notamment depuis l'Espagne, en raison de sa conformité avec les attentes des éleveurs algériens en matière de viabilité, d'indice de consommation et de poids final élevé (Agence Ecofin, 2024). À ses côtés, la souche Arbor acres est également utilisée, notamment dans les élevages industriels algériens. Ces souches permettent d'obtenir un poids vif moyen de 2,5 à 3 kg en 35 à 42 jours, avec un indice de consommation (facteur de conversion alimentaire) situé entre 1,7 et 1,9, cela signifie qu'il faut en moyenne entre 1,7 et 1,9 kg d'aliment complet pour produire 1 kg de poids vif de volaille, ce qui reflète une bonne efficacité alimentaire dans les élevages (ITAVI, 2021).

2.6.2 Les souches de poules pondeuses

Le secteur de la ponte en Algérie repose essentiellement sur l'utilisation de souches hybrides à haute productivité. La souche ISA Brown, originaire de France, est la plus répandue sur le territoire national. Elle est réputée pour sa longévité de ponte et sa capacité à produire plus de 300 œufs par an, avec une consommation alimentaire relativement modérée (environ 115 g/poule/jour). À côté, la souche Lohmann Brown, issue du croisement entre Rhode Island Red et White Rock, est également présente dans certains élevages industriels et semi-industriels. Ces souches sont choisies pour leur robustesse, leur bon indice de consommation et leur capacité à maintenir une ponte régulière même dans des conditions environnementales variables (ITAVI, 2022).

Suite aux épisodes de grippe aviaire survenus en 2020 et 2022, le cheptel national des poules pondeuses a chuté drastiquement, passant de 40 millions de têtes à seulement 8 millions en 2022. Pour faire face à cette crise, les autorités ont autorisé l'importation de 400 000 poules pondeuses par mois depuis l'Espagne à partir de 2023, tout en soutenant les opérateurs locaux pour assurer un approvisionnement stable du marché (Agence Ecofin, 2023). En 2023, la production nationale d'œufs a atteint 5,63 milliards d'unités, et la seule wilaya de Mostaganem en a produit 312 millions, soit une hausse de 14 % par rapport à l'année précédente (APS, 2024).

2.6.3 Les races et souches de dindes

La filière dindes en Algérie est en développement progressif. Elle repose à la fois sur des souches locales présentes dans les élevages familiaux (telles que les types Bronzé, Noir et Blanc tacheté) et sur des souches industrielles importées, en particulier la souche Big 6, reconnue pour son rendement élevé en viande. Cette dernière est la plus utilisée dans les élevages modernes, notamment pour la production de dindons lourds destinés à l'abattage industriel (Scribd, 2022).

La wilaya de Sétif, qui dispose de 284 hangars spécialisés, représente un centre majeur de cette production avec une capacité de 495 000 dindes. En parallèle, la wilaya de Mostaganem a produit 5 416 quintaux de viande de dinde en 2023-2024, soit environ 542 tonnes (L'Expression, 2024). Bien que cette production reste modeste par rapport à celle du poulet, elle est appelée à se développer davantage pour répondre à la demande croissante en protéines animales diversifiées.

En 2023, la production nationale de viande blanche a atteint 5,4 millions de quintaux, soit 540 000 tonnes, selon les données du ministère de l'Agriculture (L'Expression, 2024). À titre d'exemple, la wilaya de Mostaganem a enregistré une production de 90 103 quintaux de poulets de chair durant la campagne 2023-2024, traduisant l'importance régionale de cette filière (Radio Algérie, 2024).

2.7 Production mondiale de volaille

Au cours des 30 dernières années, la production et la consommation de volaille ont connu une augmentation significative à l'échelle mondiale. La chair de volaille est le deuxième légume le plus consommé au monde et sa production est en constante augmentation, atteignant respectivement 91,6 et 01 millions de tonnes en 2009 et 2011. Avec 85 % de la production mondiale totale, le poulet arrive en tête, suivi des canards, des pintades, des autruches et des pigeons. Les principaux producteurs de poulets sont les États-Unis et la Chine, suivis du Brésil, des 27 États membres de l'Union européenne (UE), de l'Inde et de la Russie (Boukhatem *et al.*, 2018).

2.8 Cadre réglementaire et réformes récentes de l'élevage avicole en Algérie

En Algérie, le décret exécutif n° 07-144 du 19 mai 2007 fixe la nomenclature des installations classées pour la protection de l'environnement, a été publié dans le Journal Officiel

n° 32 du 20 mai 2007, Il y est précisé que les élevages de volailles sont classés parmi les installations susceptibles de causer des nuisances ou des dangers pour l'environnement et la santé publique. Ces exploitations peuvent être soumises à un régime de déclaration ou d'autorisation préalable, selon leur capacité. Les élevages dépassant un seuil de production spécifique, tel que le nombre de sujets, sont soumis à autorisation, qui nécessite la réalisation d'une étude d'impact environnemental. Le décret impose également des mesures de prévention et de réduction des nuisances, telles que le bruit, les rejets liquides ou gazeux et les odeurs (Décret exécutif, 19 mai 2007, n°07-144).

En complément de ce cadre réglementaire, la Fédération nationale des éleveurs de volailles, en collaboration avec le ministère de l'Agriculture et du Développement rural, a proposé une réforme des conditions d'élevage face à la hausse significative du prix du poulet sur le marché national. Cette initiative se matérialise par un accord de principe modifiant l'arrêté ministériel n° 1416 du 2 juillet 1995, modifié par l'arrêté n° 1422 du 26 mai 2001. L'objectif principal est de documenter les conditions de production et de consommation des volailles abattues et éviscérées. Les nouvelles dispositions prévoient l'abaissement du poids minimum de consommation à 1,4 kg et la réduction de la durée d'élution à au moins 35 jours (5 semaines). Selon la Fédération, ces ajustements ont permis de réduire les coûts de production, de réduire les problèmes sanitaires en altitude et de réduire l'utilisation excessive d'antibiotiques. Ils ont également porté le nombre de cycles de production à sept par an, tout en améliorant le taux de conversion alimentaire et les indicateurs de densité de production. Cette réforme vise également à réduire le coût des importations de matières premières et à accroître l'accessibilité de la viande blanche pour les consommateurs algériens (Agroline, 2024).

2.9 Dépendance au marché mondial

2.9.1 Importations massives d'intrants

Comparées aux standards internationaux, les exploitations avicoles algériennes continuent de présenter des performances zootechniques en deçà des attentes, bien que des progrès aient été réalisés ces dernières années grâce à l'adoption progressive de techniques modernes. Ces résultats s'expliquent notamment par la prévalence de maladies fréquentes qui affectent la santé et la croissance des volailles, comme le souligne Boukhatem *et al.*, 2018.

Selon une étude récente le taux de mortalité moyen dans les élevages algériens reste élevé,

autour de 7 à 8 %, contre 3 à 5 % au niveau international. L'indice de consommation (IC), indicateur clé d'efficacité alimentaire, est encore situé entre 2,2 et 2,5, alors que les normes mondiales varient entre 1,6 et 1,8. De même, l'âge moyen à l'abattage en Algérie est estimé à environ 52 jours, ce qui demeure supérieur aux 38 à 45 jours observés dans les exploitations industrielles internationales (Benkhelifa *et al.*, 2023).

2.9.2 Coûts élevés et instabilité des approvisionnements

En Algérie, l'un des principaux freins à la compétitivité de la filière avicole algérienne est sa forte dépendance aux importations de matières premières, telles que les céréales comme le maïs et le soja, essentielles à l'alimentation animale. Cette dépendance entraîne des coûts de production élevés, dus non seulement au prix des intrants sur les marchés internationaux, mais également aux frais logistiques (transport, douane, stockage), ainsi qu'à la variabilité de la qualité des produits importés (Belaid, 2023).

La planification des cycles de production est impactée par cette instabilité persistante de l'approvisionnement, ce qui complique également la maîtrise des performances zootechniques. La rentabilité des élevages est fortement impactée par des retards fréquents, des hausses de prix inattendues et une qualité parfois médiocre des intrants. Ce contexte expose les producteurs nationaux à une forte concurrence étrangère, notamment des filières avicoles mieux intégrées et subventionnées dans d'autres pays (Kaci et Cheriet, 2013).

De plus, cette situation prive les exploitants algériens de certains mécanismes de soutien de l'État qui pourraient atténuer l'impact de ces coûts élevés. En l'absence d'une production locale suffisante en intrants, la filière demeure vulnérable aux fluctuations des marchés mondiaux et aux crises géopolitiques (ITVI, 2022).

Cette configuration limite fortement la capacité de la filière avicole algérienne à se structurer de manière intégrée et durable. Les auteurs appellent à la mise en place de politiques de soutien axées sur le développement d'une industrie nationale de l'alimentation animale, sur l'amélioration des infrastructures logistiques, ainsi que sur une meilleure organisation des circuits de distribution. Ces actions sont essentielles pour assurer la stabilité du secteur et renforcer sa compétitivité à long terme (Kaci et Boukella, 2007).

2.10 Performances zootechniques et compétitivité

La filière avicole algérienne a récemment adopté des mesures pour améliorer ses performances. Notamment, la durée minimale d'élevage des poulets a été réduite de 56 à 35 jours, ce qui permet aux éleveurs d'augmenter le nombre de cycles de production annuels, passant de 3 à 4 bandes à environ 6 à 7 bandes par an. Cette initiative vise à accroître l'offre en viande blanche et à réduire les coûts de production (TSA, 2023).

Cependant, des défis subsistent. Le coût de production reste élevé, notamment à cause de la forte dépendance aux importations d'intrants alimentaires. À titre d'exemple, le ratio de conversion alimentaire en Algérie est de 3,5 kg de maïs pour produire 1 kg de poulet, alors que la norme internationale se situe autour de 2 kg (TSA, 2023).

2.11 Dysfonctionnements organisationnels

Une part significative de la production avicole algérienne opère dans l'informel. En 2020, il était estimé que 80 % des professionnels du domaine exerçaient de manière informelle. Cette situation entraîne une absence de régulation des prix, des conditions sanitaires précaires et une difficulté à structurer efficacement la filière (Algérie Éco, 2020).

Pour remédier à cela, des mesures ont été prises pour régulariser les éleveurs informels. Notamment, la suppression de l'exigence de fournir un titre de propriété pour les poulaillers facilite l'obtention de la carte d'agriculteur, essentielle pour accéder aux aides publiques (Maghreb Actu, 2023).

2.12 Perspectives de développement

La consommation de volaille en Algérie connaît une croissance annuelle d'environ 10 %, passant de 10 kg par habitant en 2000 à 20 kg en 2019 (L'Echo d'Algérie, 2019). Pour répondre à cette demande croissante, des initiatives ont été lancées, telles que la promotion du "Poulet vert", une filière sans antibiotique, qui connaît un succès notable avec des ventes atteignant 8 tonnes par jour (L'xpression, 2023).

La réduction de la taxe sur la valeur ajoutée (TVA) sur la production avicole en Algérie constitue une mesure stratégique visant à dynamiser la filière avicole nationale. Cette décision, prise par le président de la République, M. Abdelmadjid Tebboune, a été largement saluée par les professionnels du secteur, notamment la Fédération nationale des aviculteurs (FNA) et l'Association nationale des éleveurs de volaille (ANEV). Selon eux, cette baisse de la TVA

devrait permettre de réduire les prix du poulet et des œufs sur le marché, tout en encourageant les producteurs à accroître leur production. Par conséquent, cette politique fiscale contribue non seulement à améliorer la compétitivité des producteurs locaux, mais aussi à renforcer la sécurité alimentaire dans le pays (APS, 2023).

Chapitre 3:

Les maladies bactériennes

LES MALADIES BACTERIENNES

3.1 Colibacilloses aviaires

La colibacillose est un terme utilisé pour désigner l'ensemble des infections causées par *Escherichia coli* pathogène aviaire (Avian Pathogenic *Escherichia coli* ; APEC), une bactérie Gram négatif appartenant à la famille des entérobactéries. La maladie à *Escherichia coli* survient généralement lorsque l'approvisionnement alimentaire est déséquilibré et due à des facteurs environnementaux et techniques (stress, population, taux d'humidité, température, gaz toxiques, dysfonctionnement du système de ventilation et déchets). Ces différents éléments, ainsi que les mécanismes pathogéniques associés, sont synthétisés dans (**tableau 3.1**). La colibacillose se définit comme étant une pathologie secondaire (car elle survient généralement chez des animaux déjà affaiblis par d'autres maladies ou par des conditions de stress, ce qui en fait une infection opportuniste) majeure compte tenu des pertes économiques démesurées qu'elle génère. De plus, elle figure comme l'une des causes de saisis les plus courantes en abattoir, d'où sa qualification d'antagoniste de tête en filière viande de volaille. *Escherichia coli* représentent la première cause de traitement antibiotique dans les élevages. L'émergence de souches résistantes représente une problématique préoccupante sur le plan sanitaire (Aromareves, 2020). Bien qu'aucune classe d'âge ne soit strictement épargnée, les jeunes oiseaux semblent particulièrement vulnérables, développant plus fréquemment des formes cliniques sévères (Brugère-Picoux *et al.*, 2015)

3.1.1 Lésions observées à l'autopsie

Les lésions macroscopiques observées lors de l'autopsie de volailles atteintes de colibacillose sont nombreuses et traduisent une propagation systémique de l'agent pathogène. L'aérosacculite, correspondant à une inflammation des sacs aériens, constitue une lésion récurrente. Une périhépatite est fréquemment observée au niveau du foie (fig. 3.1b), tandis que le cœur présente des signes caractéristiques de péricardite (fig. 3.1a). Une splénomégalie est également rapportée de manière régulière. Par ailleurs, des lésions péritonéales, indiquant une péritonite, ainsi qu'une atteinte du système reproducteur sont souvent constatées, notamment sous forme d'ovarite accompagnée de salpingite (Hammoudi, 2018).



(a)



(b)

Figure 3.1 : (a) Poulet de chair échantillonné présentant une lésion macroscopique typique de colibacillose : péricardite. (b) Poulet de chair échantillonné présentant des lésions macroscopiques typiques de colibacillose : péricardite et périhépatite. (Lezzar, 2018).

Tableau 3.1 : Résumé des facteurs étiologiques et pathogéniques de la Colibacillose.

La maladie	Colibacillose	Citation
Étiologie	<i>Escherichia coli</i>	(Nadeau et Dozois, 2011)
Age sensible	Aucun âge de disposition, bien que les jeunes oiseaux soient fréquemment touchés par une forme clinique plus sévère	(Brugère-Picoux <i>et al.</i> , 2015)
Espèces affectées	– Les poulets, les dindes, les canards.	(Oubouyahia et Nassik, 2021)
Morbidité	+ 50%	(Hammoudi, 2018)
Mortalité	30 à 50 %	(Hammoudi, 2018)
Mode de transmission	<ul style="list-style-type: none"> – Transmission facile via la poussière dans les élevages. – Présence possible dans l'alimentation et l'eau de boisson. – Transmission fréquente par les œufs, causant une mortalité importante chez les poussins. – L'œuf peut être contaminé par les fèces lors de la ponte, entraînant la propagation de la souche pathogène après l'éclosion. 	(Oubouyahia et Nassik, 2021)
Signes clinique	<ul style="list-style-type: none"> – Evolution suraiguë et endolorisse et anorexie. – Râle, toux, éternuement et jetage. – Sinusite et larmoiement. – Crête pale et atrophiée. – Plumage ébouriffé et diarrhée. 	(Nadeau et Dozois, 2011)
Prophylaxie	<ul style="list-style-type: none"> – Assurer une aération efficace pour éliminer l'ammoniac, limiter l'humidité et réduire la présence de poussière. – Favoriser l'alimentation avec des vitamines et des minéraux. – La bonne hygiène et la désinfection du bâtiment et du matériel. – Eviter tout contact avec des personnes extérieures à l'élevage. 	(Aromareves, 2020).
Traitement	– Il est préférable d'effectuer un test de sensibilité afin de sélectionner un antibiotique appropriée.	(Brugère-Picoux <i>et al.</i> , 2015)

3.2 Infections à *Staphylococcus aureus* chez la volaille

3.2.1 Portage de *S. aureus* chez la volaille

La plupart des volailles soumises à un élevage intensif présentent des taux normaux de *Staphylococcus aureus* sur la peau et dans les fosses nasales, au niveau des premières voies respiratoires et des sinus. Il envahit les tissus après une blessure ou une contusion (ou une éclosion au niveau ombilical) ou lors d'une maladie immunodépressive (notamment en cas de dermatite gangreneuse). Les échantillons sériques positifs à la coagulation sont considérés comme pathogènes (Shivaprasad, 2016).

3.2.2 Staphylococcies aviaires

Dû à la bactérie *Staphylococcus aureus*, la staphylococcie est une septicémie fréquente chez les volailles, affectant principalement les dindons et les poulets de chair. La maladie se manifeste généralement par de l'arthrite, une synovite, une ostéomyélite, une dermatite gangréneuse, une omphalite et une septicémie. Parmi les autres espèces d'oiseaux, on trouve les canards, les oies et les psittacidés. Les passereaux et les oiseaux sauvages sont également sensibles à *S. Aureus* (Usman, 2023).

Elle est généralement responsable des infections staphylococciques courantes chez les oiseaux, qui peuvent être observées chez la plupart des espèces ou provoquer des lésions suppurées à plusieurs endroits. Il est également important de noter que 50 % des souches sont susceptibles de produire une toxine (Shivaprasad, 2016).

3.2.3 Symptômes et lésions

La localisation de l'infection détermine les symptômes de la staphylococcie chez les volailles. Les aspects cliniques varient selon la gravité de l'infection et l'organe atteint. Ils peuvent être nonspécifiques et inclure des plumes ébouriffées, une pâleur cutanée, une faiblesse ou une aphtie, des symptômes respiratoires, une mort subite ou une boiterie touchant une ou deux pattes, une chute des ailes ou une augmentation de la mortalité en élevage. De plus, les lésions macroscopiques de la staphylococcie ne sont pas spécifiques. On peut observer un sac vitellin avec un exsudat jaunâtre aqueux ou caséux, une omphalite et des articulations déformées. Une dermatite gangréneuse, des œdèmes des pieds contenant un exsudat jaunâtre s'étendant parfois aux gains tendineux, foie verdâtre, etc. (Usman, 2023). Cependant, chez les

Dindonneaux, une affection pulmonaire est observée avec des foyers granulomateux jaunâtres évoquant une aspergillose (pneumonie des couvoirs). *S. Aureus* peut également être à l'origine d'une synovite avec un exsudat orange (arthrite amyloïde) observée au niveau des articulations, en particulier l'articulation tibiotarsienne chez les poules Leghorn brunes. D'autres lésions peuvent encore être observées lors d'une staphylococcie, notamment une endocardite végétative, une pododermite (pattes déformées) et des foyers nécrotiques sur le foie et la rate. L'examen histologique révèle typiquement une réponse inflammatoire variable, allant de fibrino-suppurative ou fibrino-hétérophile légère à sévère, avec infiltration de cellules multinucléées géantes liées à la présence de nombreuses colonies de bactéries Gram-positif (Usman, 2023).

3.3 Salmonellose

Les espèces de *Salmonella* sont les agents causaux de la maladie « salmonellose aviaire ». *Salmonella* est une bactérie Gram négative, généralement mobile, à l'exception de deux espèces cruciales en pathologie aviaire : *Salmonella galinarum*, responsable de la typhose chez les poussins, et *Salmonella pullorum*, responsable de la pullorose chez les adultes (Bachir Pacha *et al.*, 2013). Cette maladie, se transmet par la consommation d'aliments ou d'eau contaminés par des déjections animales contenant des salmonelles (Pierré, 2013). Il s'agit d'une affection infectieuse, contagieuse, virulente et incurable qui doit être déclarée en raison de son potentiel de transmission à l'être humain. Les différents facteurs étiologiques et pathogéniques, ainsi que les particularités des souches, sont résumés dans (**tableau 3.2**). Elles sont causées par la croissance de mammifères ou d'oiseaux de basse-cour de type *Salmonella* dans l'organisme (Villat, 2011).

3.3.1 Symptômes

- **Pullorose**

La maladie touche les jeunes oiseaux et se développe comme une septicémie avec symptômes respiratoires et une forte indolence. Une diarrhée liquide blanchâtre rassemble les plumes cloacaux. Les poussins sont blottis sous l'éleveuse, le frileux et l'ébouriffé. Ils sont déshydratés. Il y a occasionnellement des omphalites et des arthrites (*Salmonella typhimurium*). Des formes moins sévères et plus tardives se manifestent par des arthrites tibio-thoraco-métastatiques et un état général dépressif. *Salmonella gallinarum* et *Salmonella pullorum* sont fréquemment isolée chez les poussins. Le plus souvent une maladie périnatale cause la mortalité

des nouveau-nés avant ou après bêchage et des mortalités observées dans les jours suivant l'éclosion (GIE Élevage Midi-Pyrénées, 2012).

- **Typhose**

Elle touche les adultes et correspond à la forme aiguë de la maladie. Il s'agit de la typhoïde de la poule ou de la typhoïde des volailles. Les oiseaux présentent une cyanosés (crêtes, barbillons et caroncules à sang bleu), sont prostrés, assoiffés et présentent une diarrhée jaunâtre et parfois légèrement hémorragique. Certains oiseaux présentent des troubles neurologiques et respiratoires (GIE Élevage Midi-Pyrénées, 2012).

La maladie peut se manifester par une infection chronique des ovaires par *Salmonella gallinarum* et *Salmonella pullorum*, entraînant une ovarite, une salpingite, une ponte abdominale, etc., et la production de poussins contaminés. Aussi, certaines femelles peuvent avoir des œufs contaminés par des salmonelles (GIE Élevage Midi-Pyrénées, 2012).

3.4 Prévalence de la colibacillose aviaire en Algérie

Une problématique persistante dans les élevages du Nord-Est Algérien la colibacillose aviaire, causée par *Escherichia coli*, est l'une des maladies bactériennes les plus fréquentes et les plus redoutées dans les élevages avicoles en Algérie. Une étude réalisée dans les régions nord-est du pays (notamment à Constantine, Guelma, Skikda et Annaba) révèle que la colibacillose figure parmi les quatre maladies majeures affectant les volailles, aux côtés de la maladie de Newcastle, de la bronchite infectieuse et de la coccidiose (Boukhatem *et al.*, 2018).

L'enquête, menée auprès de 265 vétérinaires praticiens, a permis de recenser les pathologies les plus courantes, les méthodes de diagnostic utilisées et les traitements administrés dans les exploitations avicoles. La colibacillose a été fréquemment rapportée comme cause importante de morbidité et de mortalité, en particulier chez les jeunes poulets de chair.

Concernant le traitement, les vétérinaires ont indiqué un recours fréquent aux antibiotiques à large spectre, en particulier les tétracyclines, l'ampicilline, et l'énrofloxacin, malgré l'absence systématique d'antibiogrammes. Ce recours intensif aux antibiotiques soulève des inquiétudes quant à l'émergence de souches résistantes, accentuant le problème de l'antibiorésistance dans le secteur avicole algérien (Boukhatem *et al.*, 2018).

Tableau 3.2 : Résumé des facteurs étiologiques et pathogéniques de la salmonellose.

Nom de la maladie	Salmonellose	Citation
Lésion	<ul style="list-style-type: none"> – Chez les jeunes : persistance du sac vitellin, inflammation cæcale. – signes de nécrose hépatique. – Adultes : péricardite, foie verdâtre et nodules sur les poumons, le myocarde, l'estomac, le pancréas et la paroi intestinale. – Ovaires atrophiés avec follicules malformés, salpingite attachée à un pont abdominal, ulcères du mucus intestinal et ascite, principalement chez les sujets morts. 	(Bachir Pacha <i>et al.</i> , 2013)
Diagnostic	<ul style="list-style-type: none"> – Le diagnostic fondamental repose sur la bactériologie par isolement et identification des espèces, ainsi que sur un test sérologique basé sur des réactions antigène-anticorps spécifiques : l'agglutination rapide sur lame et ELISA (Enzyme-Linked-Immunosorbent). 	(Villat, 2001)
Transmission	<ul style="list-style-type: none"> – Les principaux réservoirs sont les animaux domestiques et sauvages, l'homme et l'environnement. – Consommation d'aliments ou d'eau contaminés par des sélections animales contenant des salmonelles. – Croissance de salmonelles dans le tube digestif. Excrétion massive dans les déjections. – Animaux malades ou infectés. – Les salmonelles contaminent durablement l'environnement d'altitude après avoir survécu plusieurs semaines à l'air libre. Elles sont sensibles à la chaleur (traitement thermique des aliments) et aux désinfectants. 	(Gouvernement du Québec, 2024)
Traitement	<ul style="list-style-type: none"> – En cas d'infection avérée, les animaux peuvent recevoir des traitements de soutien (réhydratation, contrôle de la fièvre). L'utilisation d'antibiotiques est possible mais doit être prudente, notamment pour éviter les résistances, et souvent réservée aux cas graves 	(FAO et OMS, 2002)
Prophylaxie	<ul style="list-style-type: none"> – Biosécurité et hygiène : contrôle des accès, nettoyage et désinfection, gestion de l'eau, maintenir un environnement sec pour limiter le développement des bactéries. – Intégrer la vaccination dans les programmes de contrôle par l'utilisation des vaccins appropriés aux sérotypes présents. – Utilisation des aliments exempts de salmonelles, par surveillance des matières premières et applications des traitements thermiques. – Mettre en place un programme de surveillance avec des échantillonnages réguliers pour détecter la présence de salmonelles. 	(Schipper France, 2025) (OMSA, 2024) (Brugère-Picoux <i>et al.</i> , 2015)



Figure 3.2 : Typhose l'hypertrophie et la couleur vert bronze du foie sont caractéristique
(Gurérin *et al.*, 2018).



Figure 3.3 : Typhose (poule adulte) ovaire avec de nombreux follicules difformes, nodulaire et atrésique
(Gurérin *et al.*, 2018).



Figure 3.4 : Pullorose (poussins) foie hypertrophiés et congestionné présentant des foyers de nécrose blanchâtres (Gurérin *et al.*, 2018).

3.5 Évolution de la salmonellose aviaire en Algérie

En Algérie, plusieurs données épidémiologiques récentes confirment une présence significative de la salmonellose aviaire, affectant principalement les élevages de poulets de chair, de reproducteurs, de poules pondeuses, ainsi que de poussins.

- 2005 : Le Bulletin vétérinaire signale 43 foyers de salmonellose aviaire, avec une prédominance du biovar *Pullorum* (appelé *Salmonella pullorum*), responsable de la maladie de Pullorose, et du biovar *Gallinarum* (ou *Salmonella gallinarum*), responsable de la typhose aviaire chez les femelles adultes dans la région Est. Dans la région Ouest, *Salmonella enteritidis* a été identifiée chez les jeunes mâles (Boukhari *et al.*, 2021).
- 2010 : Des études rapportent un taux d'isolement des salmonelles de 6,45 % chez les poules pondeuses et de 9,85 % chez les poulets de chair. Les sérotypes identifiés incluent *S. enteritidis*, *S. typhimurium*, *S. hadar*, *S. livingstone* et *S. virchow* (Boukhari *et al.*, 2021).
- 2018 : La persistance des salmonelloses est confirmée par des analyses menées dans plusieurs wilayas, soulignant leur impact à la fois économique et sanitaire (Boukhari *et al.*, 2021).

3.6 Apparition des infections à *Staphylococcus aureus*

Chez les volailles en Algérie, *Staphylococcus aureus* est un germe opportuniste souvent impliqué dans des pathologies telles que l'arthrite, fréquemment rencontrée dans les élevages intensifs. Environ 50 % des exploitations suivies par des vétérinaires présenteraient des cas d'arthrite dans lesquels la responsabilité des *staphylocoques* est régulièrement suspectée (Amri et Zerfa, 2018).

Par ailleurs, les infections staphylococciques peuvent également être à l'origine de contaminations alimentaires, en particulier via les produits à base de volaille. Ces produits sont souvent impliqués dans des cas d'intoxications alimentaires à *S. aureus* en Algérie. L'usage fréquent et parfois incontrôlé d'antibiotiques dans les élevages contribue à l'émergence de souches résistantes, ce qui constitue un enjeu sanitaire majeur (Ammour, 2018).

L'émergence des infections à *Staphylococcus aureus* chez les volailles en Algérie a été progressivement associée à l'intensification des pratiques d'élevage avicole, en particulier dans les régions du nord du pays, où se concentre la majorité des exploitations industrielles. Ces infections sont fréquentes dans les élevages caractérisés par des conditions d'hygiène insuffisantes, des densités élevées ou des anomalies de gestion qui facilitent l'introduction et la diffusion du pathogène. Les formes cliniques les plus couramment observées incluent les pododermatites, les arthrites, les omphalites chez les poussins, les abcès sous-cutanés et les septicémies généralisées (Benrabia *et al.*, 2020).

Plusieurs études régionales ont documenté la présence de *S. aureus* dans les abattoirs et les élevages avicoles. Par exemple, une étude menée à Alger a révélé que 24,45 % des carcasses de volailles fraîchement abattues étaient contaminées (Mebkhout, 2019). Par ailleurs, Amazouz et Amazouz (2020) ont signalé un portage nasal de *S. aureus* chez 8,05 % des poulets de chair dans la région de Tizi-Ouzou, suggérant un rôle potentiel des animaux porteurs sains dans la dissémination de la bactérie au sein des élevag

Chapitre 4:

L'autopsie aviaire

L'AUTOPSIE AVIAIRE

Afin d'établir un diagnostic clinique, un vétérinaire peut pratiquer une autopsie sur des oiseaux euthanasiés ou morts spontanément. Cet acte nécropsique requiert expertise et expérience. Il commence par un examen nécropsique externe, suivie d'un examen nécropsique interne. Sur la base des résultats, un rapport d'autopsie est rédigé afin de mettre en œuvre rapidement un traitement approprié et une conduite à tenir efficace (Pierré, 2013).

Une augmentation de la morbidité acceptable (ou du pourcentage de sujets malades), suivie ou non de mortalité, est le résultat de l'apparition de maladies en élevage. La réponse clinique consistera à réaliser des autopsies sur les animaux morts spontanément et les oiseaux présentant des signes suffisamment évidents pour être sacrifiés, ou alternativement, des autopsies sur des sujets normaux dans le cadre de divers examens (digestif, maturité sexuelle, ponte...). Afin d'éviter des souffrances inutiles, l'euthanasie doit être la moins traumatisante possible. La dislocation cervicale est acceptable en élevage. Sous contrôle vétérinaire, il est également possible d'administrer une injection euthanasiante intraveineuse dans le sinus occipital. L'électronarcose est également une possibilité. Ces pratiques ont l'avantage de ne pas être traumatisantes, ni pour les animaux sacrifiés ni pour les organes que l'on veut examiner (Bireche et Bachilch, 2021).

Deux étapes cruciales du processus de diagnostic sont l'autopsie et la collecte des commémoratifs. Le respect des principes fondamentaux de biosécurité est une obligation cruciale. En effet, les autopsies ne devraient pas être l'occasion de rejeter dans l'environnement de grandes quantités de liquides organiques contaminés, de tissus contaminés et d'autres cadavres infectieux. Les cadavres doivent être congelés puis éliminés de manière sécurisée par un service spécialisé ou une structure d'élevage agréée (Bireche et Bachilch, 2021).

4.1 Matériels requis

Dans la mesure du possible, les autopsies doivent être réalisées dans une zone dédiée, facile à nettoyer et à désinfecter. Les restes des cadavres et les organes sont collectés dans des sacs plastiques à usage unique en vue de leur élimination, ils seront conservés dans un congélateur spécifique jusqu'à leur transfert vers le site de traitement final.

La première étape d'une autopsie consiste à :

1. Envisager des mesures de biosécurité telles que des gants, des masques ou bavettes, des calots ou charlottes, des lunettes de protection, des blouses, des tabliers et des bouteilles.

Remarque : Prévoyez toujours une double paire de gants si la première paire décède ou en cas de maladie hautement contagieuse nécessitant deux paires de gants. Il est important de comprendre que sans gants, l'autopsie n'est pas pratiquée.

2. Prévoir des récipients stériles pour recueillir les différents types de prélèvements biologiques (en anté-mortem et en post-mortem), à savoir : des seringues et aiguilles à usage unique, des tubes sous vide, des écouvillons, des pots à selles et des flacons stériles et ce, en vue d'effectuer des examens para-cliniques ou examens complémentaires (voir Prélèvements biologiques).
3. Se débarrasser du matériel adapté à la taille de l'objet d'autopsie :
 - Une planche en bois et des fixateurs pour immobiliser un très petit oiseau.
 - Une loupe pour faciliter la visualisation des organes chez un très petit oiseau.
 - Un plateau avec des plaques en acier inoxydable ou en plastique pour recueillir les viscères et les éventuels engainements.
 - Un bistouri composé de lames stériles jetables et d'un manche (ou porte-lame).
 - Une paire de ciseaux de dissection finement taillés pour un très petit oiseau.
 - Une paire de ciseaux de dissection à mousse extrême et une autre pointue pour une huître de taille moyenne.
 - Une paire de ciseaux renforcés, un costotome ou un sécateur par défaut pour l'ablation du bréchet (par coupe au niveau des articulations intercostales) chez un oiseau.

A la fin d'autopsie, Il est nécessaire de préparer des sacs en plastique ou des conteneurs hermétiques pour le transport et l'évacuation des déchets biologiques (cadavres et viscères non préalablement retirés ou destinés à des examens complémentaires) dans un incinérateur portatif (tel qu'un incinérateur mobile en acier galvanisé ou inoxydable) ou un incinérateur professionnel fixe (tel qu'un incinérateur de déchets médicaux et de cadavres d'animaux). Il est également nécessaire de disposer de désinfectants courants pour nettoyer le matériel d'autopsie, la table ou la paillasse, et éventuellement le lieu d'autopsie (le sol et les murs) (Pierré, 2013).

4.2 Fiche D'autopsie Aviaire

Avant de commencer l'autopsie d'un oiseau, il est nécessaire d'établir une fiche d'autopsie contenant toutes les informations recueillies avant, pendant et après l'examen. Bien que chaque fiche soit individuelle, les oiseaux issus du même élevage ou environnement sont généralement considérés comme représentatifs de ce lot, qu'ils soient morts ou atteints de maladies similaires (Pierré, 2013). Le modèle type d'une fiche commémorative est illustré (**fig. 4.1**), tandis qu'un exemple concret d'une fiche d'autopsie utilisée est présenté à **fig. 4.2**.

- La fiche d'autopsie comprend : une première section consacrée à l'origine de l'oiseau, avec l'adresse du propriétaire (dont les coordonnées nous permettent de le joindre si nécessaire).
- Une deuxième section est consacrée à l'identification de l'oiseau, avec l'espèce, la race/souche, l'âge et le sexe. Cependant, le dernier élément (le sexe) n'est mentionné dans le dossier qu'après confirmation de l'autopsie.
- Une troisième section est consacrée au souvenir et/ou à la commémoration (pour un oiseau en cage ou en volière) ou à la chronique récente et/ou historique de la maladie d'un troupeau (pour les oiseaux bagués ou significatifs).
- Une quatrième section est consacrée aux observations réalisées lors des examens internes et externes de l'oiseau (mort ou euthanasié).
- Une cinquième section est consacrée aux examens complémentaires demandés et à leurs résultats (si l'autopsie nécessite des examens complémentaires).
- La sixième et dernière section est consacrée aux diagnostics établis (diagnostics suspects ou certains, confirmés par des signes cliniques pathologiques ou par les résultats des examens complémentaires demandés) (Pierré, 2013).

4.3 Conduite de l'autopsie

4.3.1 Disposition de l'animal

Avant de commencer l'autopsie, il est nécessaire de luxer les articulations coxofémorales afin de faciliter le positionnement de l'animal. Celui-ci doit être placé sur le dos, des pattes postérieures écartés, afin d'assurer une bonne stabilité pendant l'examen et de faciliter l'accès aux différentes cavités anatomiques (Bireche et Bachilch, 2021).

Fiche de renseignement

Cas clinique n : Présenter le : .../.../..... effectif :

Nom de l'éleveur : Région :

Les informations sur les sujets autopsiés :

Souche : Age : Nombre de mortalité :

Etat d'embonpoint :

Les symptômes :

Respiratoire :

Digestive :

Nerveuse :

Autres :

Les matières fécales :

Les informations sur les bâtiments d'élevages :

Température :

Ammoniac :

Ventilation :

A l'autopsie :

Les antécédents :

Maladies :

Traitement :

Le diagnostic :

Figure 4.1 : Model d'une fiche commémorative (Collin, 2014).

FICHE D'AUTOPSIE DU POULET**1. Provenance de l'oiseau**

- Nom du propriétaire / Éleveur :
- Adresse :
- Téléphone :
- Nom de l'élevage / ferme :
- Localisation :
- Type d'élevage : ☐ Chair ☐ Ponte ☐ Mixte
- Effectif du lot :
- Nombre de mortalités récentes :

2. Identification de l'oiseau

- Espèce :
- Race / Souche :
- Âge : jours / semaines / mois
- Sexe (à confirmer en fin d'autopsie) : ☐ Mâle ☐ Femelle

3. Historique

- Situation du cas : ☐ Individu isolé ☐ Cas collectif
- Signes cliniques observés avant la mort :
- Date et circonstances du décès :
- Conditions d'élevage :
- Historique des maladies récentes dans l'élevage :
- Traitements récents administrés :
- Vaccination effectuée : ☐ Oui ☐ Non (Si oui, préciser :

4. Examen externe et interne**4.1. Examen externe**

- État général du corps : ☐ Maigre ☐ Normal ☐ Obèse
- Plumage : ☐ Normal ☐ Ébouriffé ☐ Souillé ☐ Perte anormale
- Présence de lésions cutanées ? ☐ Oui ☐ Non (Préciser :
- Yeux : ☐ Clairs ☐ Opacifiés ☐ Sécrétions
- Bec : ☐ Normal ☐ Déformé ☐ Lésions ☐ Sécrétions
- Pattes : ☐ Normales ☐ Déformations ☐ Œdèmes ☐ Lésions

Figure 4.2 : Exemple de fiche d'autopsie utilisée (photo personnelle).

- Présence de diarrhée ? ☐ Oui ☐ Non (Si oui, couleur :)

4.2. Examen interne

- Présence de liquide anormal en cavité abdominale ? ☐ Oui ☐ Non (Préciser :)

- Foie : ☐ Normal ☐ Pâle ☐ Congestionné ☐ Nodules ☐ Autre :

- Rate : ☐ Normale ☐ Augmentée ☐ Diminuée ☐ Présence de lésions

- Reins : ☐ Normaux ☐ Hypertrophiés ☐ Décourés ☐ Présence de dépôts

- Cœur : ☐ Normal ☐ Péricardite ☐ Hypertrophié ☐ Présence de lésions

- Poumons : ☐ Normaux ☐ Congestionnés ☐ Nodules ☐ Présence de liquide

- Jabot : ☐ Normal ☐ Distendu ☐ Contenu anormal (préciser :)

- Gésier : ☐ Normal ☐ Présence de lésions ☐ Contenu anormal

- Intestins : ☐ Normaux ☐ Œdématisés ☐ Présence de lésions ☐ Contenu anormal

- Caecum : ☐ Normal ☐ Présence de sang ☐ Présence de dépôts

5. Examens complémentaires demandés et résultats

- Bactériologie : ☐ Oui ☐ Non (Résultat :)

- Virologie : ☐ Oui ☐ Non (Résultat :)

- Parasitologie : ☐ Oui ☐ Non (Résultat :)

- Histologie : ☐ Oui ☐ Non (Résultat :)

- Autres :

6. Diagnostic et conclusion

- Diagnostic établi : ☐ Diagnostic de suspicion ☐ Diagnostic de certitude

- Hypothèses diagnostiques :

- Confirmation par signes pathognomoniques ? ☐ Oui ☐ Non

- Confirmation par résultats d'examens complémentaires ? ☐ Oui ☐ Non

- Cause probable de la mortalité :

- Mesures préventives recommandées :

- Signature du vétérinaire ou du technicien :

Figure 4.2 : Exemple de fiche d'autopsie utilisée (photo personnelle) (suite).

4.3.2 Examen externe de l'animal

Avant toute incision, un examen externe minutieux de l'animal est indispensable. Cet examen permet de repérer des signes cliniques visibles ou des anomalies telles que des lésions cutanées, des hémorragies, des parasites externes, une déshydratation, ou encore des souillures anales pouvant orienter le diagnostic (Bireche et Bachilch, 2021).

4.3.3 État général

L'évaluation de l'état général de l'animal comprend l'observation de sa condition corporelle. Il convient de noter la présence de maigreur, d'embonpoint, ou au contraire d'un état d'engraissement anormal. Cette appréciation peut fournir des indices sur la durée ou la gravité d'un processus pathologique (Bireche et Bachilch, 2021).

4.3.4 Tête

- Augmentation de volume : maladie infectieuse de la grosse tête (SIGT de la poule et de la pintade), gonflement des sinus et parties glabres.
- Ecoulements par les narines :
 - Sévères : irritations dues aux gaz de fermentation ammoniacale des litières, poussières, et apparition de maladies respiratoires.
 - mucopurulents : maladies respiratoires évolutives.
- Plumage
 - Plumes souillées : agglomérat fécal entourant le cloaque.
 - Plumage sale : mauvaise litière, diarrhée.
 - Brosse (chez le canard) : litière décomposée par fermentation ammoniacale.
 - Plumes arrachées : picage, cannibalisme et ectoparasites qui provoquent un prurit (poux).
 - Plumes absentes ou cassées : mues anormales, teigne, cochage.
- Etat de la peau
 - Plaies : surpopulation, blessures.
 - Abscesses : infection des plaies accidentelles, de décubitus (vésicules à staphylocoques du bréchet).
 - Tumeurs : hypertrophie des follicules plumeux (maladie de Marek)

- Vésiculopustules autour du bec et des yeux, « poquettes » : variole aviaire.
- Inflammation + nécrose : dermatite nécrosante.
- Aspect brûlé + absence de plumes au bréchet : brosse du caneton sur litière détaillante.
- Déformation des écailles des pattes (gallinacés, psittacidés) : gale.
- Présence d'ectoparasites.
- Déchirures, griffage : nervosité, cochage agressif.
- État du squelette et des membres
 - Déviation du bréchet : rachitisme, déficit calcique chez les poules pondeuses.
 - Luxation du tendon gastrocnémien : pérosis.
 - Doigts tordus : mycoplasme (dinde), carence en vitamine B2, maladie de Marek.
 - Inflammations articulaires : arthrites, goutte articulaire.
 - Doigts desséchés, tombés : carence en vitamine B2, gelures.
- Pendeloques, caroncules, barbillons et crête
 - Cyanosés (bleus) : choléra, typhose, histomonose du dindon, rouget, grippe aviaire hautement pathogène et coups de chaleur.
 - Œdémateux : yersiniose, pasteurellose chronique de la poule.
- L'état des muqueuses
 - Buccale : enduit adhérent blanchâtre = candidose.
 - Oculaire, sinusal : inflammation avec écoulement séreux, mucopurulent = coryza, et apparition de maladies respiratoires.
 - Cloacale : inflammation avec hémorragie = diarrhée, picage (Bireche et Bachilch, 2021).

4.3.5 Incisions

Pour éviter la dissolution du duvet et des plumes et faciliter l'accès à la peau, la peau et les plumes sont humectées à l'aide d'une solution savonneuse. Les ciseaux forts sont introduits dans le bec pour trancher l'articulation cranio-mandibulaire. Puis une incision cutanée aux ciseaux droits jusqu'au bréchet sans léser les organes sous-jacents. Les plans sous-cutanés sont ensuite disséqués et l'incision est prolongée sur le bréchet jusqu'au cloaque (Bireche et Bachilch, 2021).

- Les muscles pectoraux et abdominaux apparaissent. Notez les lésions rencontrées (Bireche et Bachilch, 2021) :
 - Œdèmes sous-cutanés : dermatite gangréneuse, traumatismes et hémorragie inflammatoire de l'oie.
 - Abscesses : infections des plaies et blessures.
 - Parasites sous-cutanés.
 - Hémorragies : suffusion (en plaques) = rouget, pétéchies (en piquêre de puce) = choléra.
 - Ampoules du bréchet, brosse : lésions surinfectées de décubitus (*staphylocoques*, *mycoplasma synoviae*) par perchoir, sol traumatisant, litières défaillantes.
 - carcasse rouge foncé : aspect congestionné dans les septicémies (typhose, choléra, pestes aviaires : influenza aviaire ou maladie de Newcastle...).
 - Muscles décolorés : myosites (carences en vitamine E et sélénium, désordres métaboliques agoniques lors de septicémies, anémie faisant suite à hémorragie interne ou infestation massive par des poux rouges, muscles (cuits) et décolorés en cas de mortalité par coup de chaleur.
 - Muscles atrophiés : émaciation musculaire importante lors des maladies chroniques débilitantes (leucose, parasitose, tuberculose).
- La cavité buccale et l'oropharynx sont observés :
 - Aspect et couleur des muqueuses : présence d'enduits adhérents grisâtres ou blanchâtres sur un fond de muqueuse enflammée (rouge) = trichomonose des colombidés, candidose de la pintade et des palmipèdes en gavage, diphtérie du dindon et du poulet. Intégrité du trajet des nerfs pneumogastriques : trajet interrompu le long de la trachée et de l'œsophage = traumatismes entraînant fausses déglutitions (blessures de gavage) ou surcharges du jabot.
 - Masses thymiques (5 à 7 lobes latéraux, bien évidents sur les jeunes oiseaux) : masses thymiques sclérosées + jeune oiseau = maladie immunosuppressive (Gumboro, Marek, anémie infectieuse, réovirus...).
- Réalisation d'une boutonnière avec les ciseaux ou la pointe du bistouri dans la paroi abdominale juste au-dessus du cloaque :

L'ouverture de la pratique est prolongée jusqu'au point de bréchet. La présence de liquide ascitique peut se traduire ainsi :

- Maladie de Derzsy de l'Oison et de Barbarie.
- La cirrhose palmipède : gavage mal conduit, aflatoxicoses et viroses chroniques.
- Une diathèse exsudative, syndrome hydro-péricardique-ascite du poulet de chair.
- Expansion de l'ouverture abdominale jusqu'à la base des cuisses :

La paroi abdominale est réclinée en avant. Les muscles pectoraux sont sectionnés au bistouri jusqu'aux côtes, les côtes sont sectionnées avec les ciseaux ainsi que les coracoïdes et les clavicules. Les masses musculaires et les osseuses thoraciques ainsi séparés sont soulevées, découvrant les organes en place. Alors faire l'observation de l'aspect des organes internes.

 - Absence de graisse abdominale : maladies cachectisantes (tuberculose, parasitisme, processus tumoraux).
 - Embonpoint abdominal : pathologique (avec foie décoloré carde), physiologique (gavage, poule pondeuse en ponte).
 - Aspect général congestionné rouge foncé : septicémies, choc endotoxique, salmonelloses, choléra.
 - Sacs aériens dépolis, épaissis, présence de fibrine : mycoplasmoses, colibacillose, cholera, riemerellose.
 - Sacs aériens avec moisissures : *aspergillose*. Présence d'un dépôt blanchâtre à aspect de talc : ce sont des urates qui précipitent sur les séreuses (péricarde, capsule périhépatique lors de goutte viscérale : blocage rénal).
 - Séreuses enflammées avec dépôt de fibrine :
 - ✓ Périhépatite : colibacillose, choléra, riemerellose.
 - ✓ Péricardite : réovirose du canard de Barbarie, colibacillose, maladies respiratoires chroniques.
 - ✓ Voile translucide bleuâtre : riemerellose du canard.

4.3.6 Éviscération

L'ablation des viscères abdominaux est nécessaire pour observer correctement leur forme et leur volume puis pour visualiser et autopsier l'arbre respiratoire (Bireche et Bachilch, 2021).

- Cœur :
 - Décoloré : pâle au cours d'une myocardite (déficit en vitamine E/sélénium ; certaines formes hautement pathogènes de grippe aviaire chez les palmipèdes).
 - Pétéchies : choléra (hémorragies en piqûres de puce).
 - Suffusions : choléra, rouget (hémorragies en placards).
 - Carcinomes (tumeurs), malformations.
 - Ouvrir le cœur : granulomes blanc-jaunâtre adhérents (endocardites végétantes à streptocoques et entérocoques du poulet).
 - Nodules : pullorose.
- Couleur du foie :
 - Aspect de feuille morte : typhose de la poule.
 - Suffusions sous la capsule : hépatite virale du caneton.
 - Placards de dégénérescence et points de nécrose : cholera.
 - Nodules : tuberculose.
 - Foyers de nécrose en cocarde : histomonose du dindon.
 - Congestion, couleur plus intense septicémie, colibacillose, salmonellose.
 - Dépôt de fibrine (périhépatite) : colibacillose, riemerellose.
- Volume du foie :
 - Hypertrophie + hémorragie : FLHS (syndrome « foie gras ») de la pondeuse.
 - Sacs aériens contenant des « omelettes de fibrine » : colibacillose.
 - Surcharge graisseuse : foie gras, stéatose physiologique sur tous les jeunes oiseaux de quelques jours.
 - Hypertrophie + nodules caséux : tuberculose.
 - Hypertrophie + décoloration diffuse : maladie de Marek, processus lymphoproliféra (Marek, leucose).
 - Hypertrophie + coloration intense : hépatite, choc endotoxique.
 - Hypertrophie + décoloration + pétéchies : hépatite à inclusions.
 - Hypertrophie + nodules lardacés : leucose, maladie de Marek.
 - Hypertrophie + déformations anarchiques : carcinomes, aflatoxicose.

- Diminution de volume : hépatite chronique sclérosante lors d'entérite chronique de gavage ou d'intoxications chroniques par mycotoxines (ascite + néphrite = maladie de Derzsy de l'oison et du caneton).

4.3.7 Autopsie de l'appareil respiratoire

Après ligature, l'œsophage est sectionné. La masse digestive est rabattue vers l'arrière. Le cloaque reste en place pendant que le rectum est fixé puis sectionné. Le système digestif est déposé sur un plateau. L'appareil respiratoire est ensuite autopsié (Bireche et Bachilch, 2021).

- La trachée est ouverte jusqu'aux poumons (de l'ouverture du larynx depuis la cavité buccale jusqu'à la bifurcation bronchique), puis examiner le contenu et les aspects parois :
 - Parois inflammatoires + exsudats séreux ou muqueux : bronchite infectieuse, rhinotrachéite infectieuse (RTI) de la dinde et grippe faiblement pathogène (H6 de la dinde, H9 du poulet ou de la dinde).
 - Inflammation + exsudats sérohémostatiques : laryngotrachéite (LTI) du poulet.
 - Parois inflammatoires + des exsudats fibrino-caséux : variole diphtéroïdes de la poule.
 - Inflammation de parois + exsudats mucopurulents : trachéite du caneton.
 - Parois enflammées + présence de vers rougeâtres : syngamose.
- Les poumons sont décollés de la paroi thoracique par les bouts mousses des ciseaux courbes et déposés dans le plateau avec les bronches et la trachée. faire l'observation des anomalies éventuelles :
 - Congestion, aspect rouge foncé de tout ou partie des poumons : choléra, « coup de froid ».
 - Présence de nodules : tuberculose, aspergillose des poussins.

Pneumonie, dépôts fibrineux entre poumons et côtes = infection à *Ornithobacterium rhinotracheale* chez la dinde.

4.3.8 Autopsie du tube digestif

- L'œsophage et le jabot sont ouverts aux ciseaux droits. Les parois et les ingestats sont examinés (Bireche et Bachilch, 2021) :

- Présence de parasites : capillaires.
- Enduit adhérent grisâtre : candidose.
- Traumatismes, déchirures : corps étrangers, gavage.
- Proventricule est ouvert et lavé ainsi que le gésier, qui est fendu. Ils sont tous deux examinés avec leurs muqueuses et parois :
 - Présence de parasites en forme de gouttes de sang : tétramères dans les cryptes glandulaires du proventricule.
 - Hémorragies de l'isthme (jonction gésier-proventricule) : maladie de Newcastle, influenza aviaire hautement pathogène, parfois maladie de Gumboro.
 - Hémorragies du proventricule avec collection de sang figéré en parties hautes de l'œsophage et dans le jabot : hémorragies digestives de la pondeuse en début de ponte.
 - Présence ou non de grits : la présence de petits graviers ronds de 1-2 mm de long est physiologique.
 - Ulcères : hygiène défectueuse de l'alimentation, mycotoxines, herpès-virose du canard.
 - Dilatation flasque du proventricule : proventriculose de la pintade.
 - Présence de vers rouges et fins en position sous-muqueuse et sous la cuticule cornée : amidostomose de l'oie.
 - Epaissement de la muqueuse du proventricule : maladie de Marek.
 - Epaissement de la cuticule cornée : parakératose ou hyperkératose due à une alimentation défectueuse.
- Le pancréas est libéré de l'anse duodénale puis examiné :
 - Aspect blanchâtre : pancréatite du pintadeau.
 - Aspect de savon : pancréatite due aux peroxydes des graisses rances.
- Tout l'intestin est ouvert jusqu'au rectum ainsi que les cæca. Le contenu est récolté pour examens parasitaires (helminthes).
- La muqueuse est raclée en différents endroits stratégiques et examinée au microscope entre lame et lamelle à faible puis à fort grossissement pour diagnostiquer les différentes coccidioses, les éventuelles trichomonoses...

- La recherche de certains protozoaires parasites se fait sur des cadavres encore chauds et l'examen microscopique peut être réalisé sur une platine chauffante.
 - Tétratríchomonose des palmipèdes (rectum).
 - histomonose du dindon (cæca).
- Les prélèvements pour histologie se font avant toute déprédation due aux raclages et autres dessèchements.
 - Contenu :
 - ✓ Présence d'helminthes : cestodes, nématodes.
 - ✓ Contenu caséux des cæca : histomonose du dindon, coccidiose, salmonelloses.
 - ✓ Contenu hémorragique : diverses coccidioses, entérites infectieuses, entérite hémorragique de la dinde.
 - Paroi :
 - ✓ Suffusions hémorragiques diffuses : septicémies diverses, dysbactérioses digestives.

4.3.9 Lésions du système nerveux

Les tissus nerveux doivent être très rapidement placés dans les liquides fixateurs pour histologie. Rechercher d'oedèmes, hématomes, inflammation, hypertrophie (Bireche et Bachilch, 2021) :

- Hématomes de la boîte crânienne et de l'encéphale : traumatismes crâniens du gibier d'élevage lors d'envols brutaux.
- Œdème du cerveau : encéphalomalacie de nutrition (carences en vitamine E et sélénium).
- Hypertrophie des nerfs périphériques (nerfs lombosacrés, sciatiques, brachiaux) : maladie œdème de Marek.

4.3.10 Lésions de l'appareil locomoteur

L'examen des pièces musculotendineuses, articulaires et squelettiques se fait après ouverture (Bireche et Bachilch, 2021) :

- Lors de la luxation des fémurs, cartilage de la tête du fémur resté dans la cavité coxale +/- une partie de la tête du fémur : ostéonécrose de la tête fémorale.

- A la section longitudinale de la partie proximale de la tête du tibia (procéder avec un couteau comme si on voulait aiguiser le bout d'une branche d'arbre), partie de la tête de l'os occupée anormalement par du cartilage dyschondroplasie tibiale.
- Déviations tendineuses carences en manganese, choline, acide folique = pérosis (luxation du tendon gastrocnémien).
- Déviation du bréchet : carences en vitamine D3, calcium (rachitisme).
- Torsions des côtes en chapelet : rachitisme.
- Déformation de la jonction des côtes au niveau des dernières vertèbres thoracique.
- Os courts : carence en zinc.
- Doigts recroquevillés, nécrose et chute des doigts : carence en vitamine B2.
- Nécrose des doigts et des coussinets plantaires : carence en biotine, surtout chez la pintade.
- Inflammations articulaires : staphylocoques....
- Ténosynovites du jarret.

Matériel et méthodes

5. MATERIEL ET METHODES

– Objectifs

Ce travail vise à acquérir les compétences en autopsie aviaire, depuis l'examen externe jusqu'à l'analyse des organes internes, afin d'optimiser l'isolement et la caractérisation des bactéries pathogènes et leur résistance aux antibiotiques.

– Lieu et durée de l'étude :

Cette étude a été menée au sein de la **clinique vétérinaire Beguiret** établissement vétérinaire polyvalent, située à Ain Ragada, Ain Smara à Constantine en Algérie, sur une période allant du 16 mars au 21 avril 2025. Les autopsies et prélèvements ont été réalisés directement en salle de nécropsie de l'établissement, tandis que les analyses microbiologiques ont été effectuées dans le laboratoire attenant à la clinique. Grâce à son implantation idéale, la structure a accès à une gamme complète de cas cliniques représentatifs des différents systèmes d'élevage, constituant ainsi un modèle d'étude épidémiologique unique en pathologie aviaire.

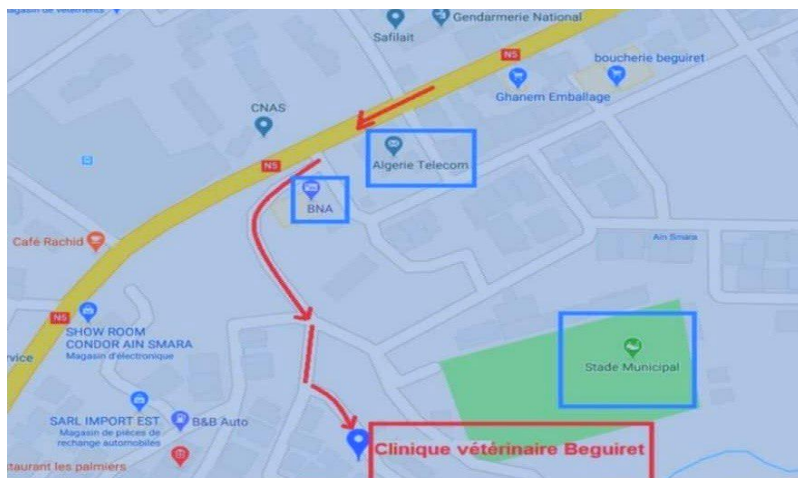


Figure 5.1 : Localisation de la clinique vétérinaire Beguiret.

5.1 L'autopsie

L'autopsie permet une exploration macroscopique complète des organes internes afin d'identifier d'éventuelles lésions associées à des pathologies infectieuses. Elle est généralement réalisée sur des cadavres issus de morts naturelles ou après euthanasie par dislocation cervicale. Dans le cadre de notre étude, 20 sujets ont été autopsiés. L'objectif principal de cette procédure est d'examiner tous les systèmes organiques de manière systématique, afin d'avoir une vision

d'ensemble de l'état sanitaire de l'animal qui est généralement lié aux conditions d'élevage. Cette autopsie permet d'orienter le diagnostic d'affection et de préconiser un traitement adapté.

Elle se distingue de l'autopsie avant prélèvement, qui est effectuée dans un but plus ciblé et immédiat, notamment en cas de suspicion d'infection nécessitant des analyses microbiologiques. Le choix entre ces deux approches dépend de plusieurs facteurs, notamment la nature des échantillons recherchés et la demande spécifique du client ou du vétérinaire. Certains souhaitent une autopsie complète pour évaluer l'état global de tous les organes, tandis que d'autres préfèrent une autopsie partielle, orientée uniquement vers quelques organes cibles à prélever pour confirmation d'un diagnostic.

5.1.1 Examen de l'appareil digestif et respiratoire

Pour examiner les organes digestifs situés en dehors du thorax, une incision a été réalisée au ciseau au niveau du coin du bec du poulet, puis prolongée le long du cou jusqu'à l'entrée du thorax. La cavité buccale ainsi que la muqueuse qui la tapisse ont été observées. L'œsophage a ensuite été dégagé tout le long du cou afin de permettre l'examen de ses faces externe et interne. Enfin, le jabot a été ouvert pour étudier son contenu alimentaire ainsi que sa muqueuse.

Après avoir ouvert la cavité thoraco-abdominale, les anses intestinales ont été déroulées et placées à l'extérieur de la carcasse pour observation. L'intestin a été sectionné à sa base pour faciliter son examen. Les deux estomacs, proventricule et gésier, ont été examinés, suivis de l'anse duodénale et du pancréas, visualisés jusqu'au diverticule vitellin. Enfin, l'iléon a été examiné jusqu'aux deux caecums (Butcher et Miles, 2018).

5.1.2 Ouverture des portions du tractus digestif

Pour observer le contenu digestif ainsi que l'aspect de la muqueuse, le proventricule et le gésier ont été incisés longitudinalement à l'aide de ciseaux stérile. Après avoir nettoyé le gésier, la cuticule kératinisée recouvrant la muqueuse a été mise en évidence. Plusieurs segments de l'intestin ont également été ouverts afin d'examiner l'aspect, la quantité du contenu alimentaire, ainsi que l'état de la muqueuse. Des investigations ont été effectuées pour détecter d'éventuelles anomalies, notamment des lésions liées à une entérite d'origine bactérienne ou parasitaire (Butcher et Miles, 2018).

5.1.3 Observation des sacs aériens

Lors de l'ouverture de la cavité thoraco-abdominale, le bréchet a été délicatement incliné

afin de mettre en évidence les sacs aériens, qui, en conditions normales, apparaissent fins et translucides. Une attention particulière a été portée à la recherche de dépôts de fibrine, indicateurs d'une inflammation des sacs aériens ou d'une aérosacculite. Pendant l'éviscération, les sacs aériens abdominaux ont été soigneusement déchirés et examinés pour détecter la présence de lésions ou d'inflammations similaires. Il convient de noter qu'il peut parfois être difficile de différencier le tissu adipeux jaune de la fibrine, qui présente une teinte plus orangée.

5.1.4 Observation des organes respiratoires intrathoraciques

À l'entrée de la cavité thoracique, la trachée, qui se divise en deux bronches primaires au niveau de la syrinx, a été identifiée. Les poumons, de teinte rose clair et situés dans la cavité thoracique, adhérant aux côtes ont été délicatement prélevés à l'aide de ciseaux afin de permettre leur analyse ultérieure en laboratoire.

5.2 Les prélèvements

5.2.1 Autopsie avant le prélèvement

L'autopsie réalisée avant le prélèvement vise principalement à obtenir rapidement un diagnostic, en particulier microbiologique. Elle est généralement pratiquée sur des animaux fraîchement décédés ou euthanasiés, présentant des signes cliniques évocateurs d'une infection. Cette démarche permet de localiser les organes atteints et de réaliser des prélèvements ciblés avant que la décomposition n'altère les lésions. Le type d'autopsie dépend de l'objectif fixé : certains clients ou vétérinaires optent pour une autopsie complète afin d'évaluer l'état global de l'animal, tandis que d'autres privilégient une autopsie rapide et ciblée, focalisée uniquement sur les organes nécessaires aux analyses spécifiques.

Des autopsies ont été effectuées sur des volailles provenant d'élevages présentant des signes cliniques évocateurs de maladies infectieuses, notamment la colibacillose, la salmonellose et les infections à *Staphylococcus*. Ces volailles manifestaient divers symptômes tels que toux, sinusite, déshydratation, diarrhée blanchâtre, ballonnement abdominal ainsi que des abcès sous-cutanés ou articulaires.

Après un examen externe des carcasses, les sujets ont été placés sur le dos après luxation des articulations coxofémorales afin d'assurer une meilleure stabilité. Les cavités abdominale et thoracique ont ensuite été ouvertes pour examiner l'état des organes internes et détecter d'éventuelles lésions. Parmi les lésions fréquemment observées figuraient une aérosacculite,

une péricardite, une périhépatite ainsi que des abcès articulaires, caractéristiques des infections à *Staphylococcus*. Une attention particulière a été portée au foie, à la rate et au cœur, organes principaux ciblés lors des infections à *Escherichia coli*, *Salmonella* et *Staphylococcus*.

5.2.2 Le prélèvement

Dans le cadre de cette étude, un total de trente-sept prélèvements a été effectué à partir de 37 lots de volailles et de différents types (poulets de chair, poules pondeuses, futures pondeuses, poules de production, poussins et dindes) vivantes ou mortes, issus de différentes exploitations.

Dans l'espace spécialisé de prélèvement (**fig. 5.2a**). La paille a d'abord été désinfectée, puis recouverte d'une feuille de papier aluminium stérile (**fig. 5.2b**). Les sujets ont été déposés dessus. Avant chaque prélèvement, chaque boîte stérile a été identifiée en indiquant le type d'échantillon, l'organe prélevé, l'espèce de volaille concernée ainsi que la date.

Les organes ont été prélevés dans des conditions stériles : pour les volailles âgées, un plumage local a été réalisé afin de limiter le risque de contamination, puis flambage de la cavité abdominal avant l'ouverture (**fig. 5.2d**). À l'aide de ciseaux et de pinces stériles, nous avons prélevé un morceau de chaque organe (cœur, rate, foie, sac vitellin, cæcum, grappe ovarienne et liquide articulaire (pus)). Chaque morceau a été flambé à nouveau à la flamme d'un bec Bunsen environ 3 à 5 secondes (**fig. 5.2f**), afin de stériliser leur surface externe, sans carbonisation, avant la découpe aseptique, conformément aux recommandations (Quinn *et al.*, 2011). Puis immédiatement déposé dans la boîte stérile correspondante.

Ensuite, les échantillons ont été acheminés au laboratoire de bactériologie pour la poursuite des analyses microbiologiques (**tableau 5.1**).

Les organes prélevés (**fig. 5.3**) ont varié en fonction du type de volaille. Pour la recherche d'*E. coli* et *Salmonella*, chez les poussins de chair d'un jour, les échantillons comprenaient le foie, le cœur et le sac vitellin, placés ensemble dans une boîte stérile, ainsi que les cæcums, conditionnés séparément dans une autre boîte. Le sac vitellin a été ciblé car il constitue un site fréquent de colonisation bactérienne chez les poussins nouvellement éclos, notamment par *Escherichia coli* et *Salmonella*, pouvant être à l'origine d'infections systémiques précoces. Les cæcums, quant à eux, représentent un site privilégié pour la localisation des bactéries entériques, en particulier *Salmonella*, d'où leur mise à part afin d'éviter toute contamination

croisée avec les autres organes (OIE, 2012). Chez les poules pondeuses et les futures pondeuses, les prélèvements ont concerné le foie, la rate, le cœur et la grappe ovarienne. Ces organes ont été sélectionnés en raison de leur implication fréquente dans les infections systémiques causées par *E. coli* et *Salmonella*. Par ailleurs, dans le but de détecter la présence de *Staphylococcus aureus*, des prélèvements ont été réalisés par écouvillonnage du liquide articulaire, indépendamment du type de volaille, en raison de l'affinité de cette bactérie pour les articulations, notamment dans les cas d'arthrites infectieuses. (**Tableau 5.1**).

Tableau 5.1 : Tableau récapitulatif des échantillons, types de prélèvements et bactéries recherchées.

Échantillons	Prélèvement		La bactérie recherchée
Poussin chair (1jour)	Foie, cœur, sac vitellin	Cæcum	<i>E. coli</i> et <i>Salmonella</i>
Poule pondeuse et future pondeuse	Foie, cœur, rate, grappe ovarienne		
Poulet de chair et de dinde	Foie, cœur, rate		
Tous les types	Le liquide dans les articulations		Staphylocoque



(a)



(b)



(c)



Figure 5.2 : Procédure de prélèvements : (a) utilisation d'une zone dédiée aux prélèvements, (b) désinfection et protection des surfaces, (c) stérilisation des instruments utilisés, (d) flambage de la cavité abdominal avant l'ouverture, (e) flambage des organes avant prélèvement, (f) flambage d'un morceau prélevé (photos personnelle prise à la salle d'autopsie).

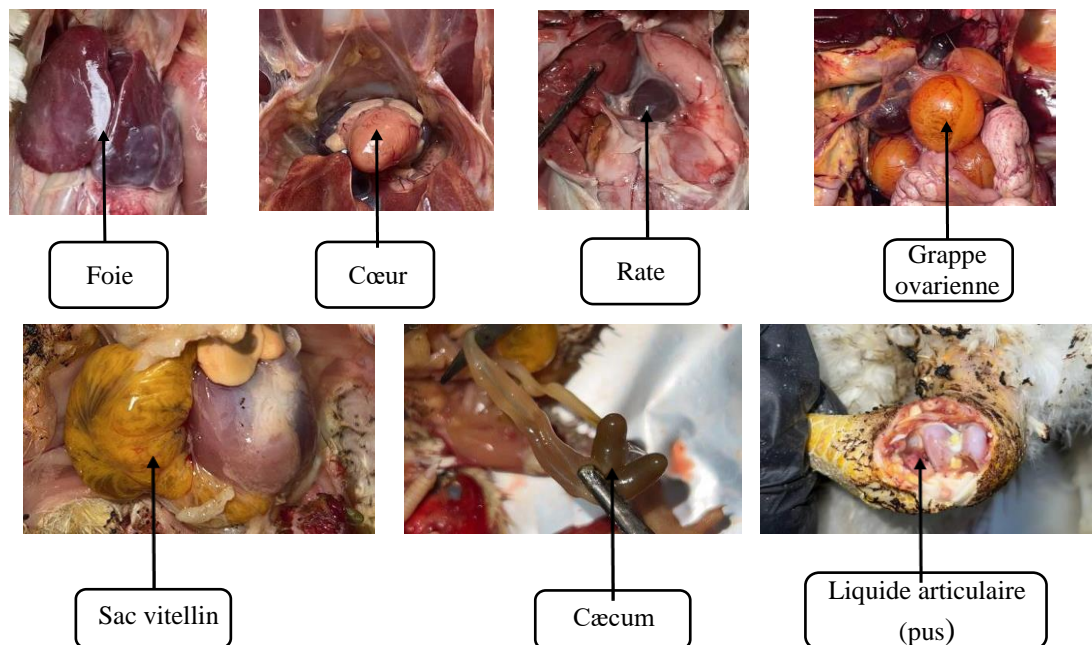


Figure 5.3 : Organes prélevés pour l'analyse microbiologique (photographies prises au laboratoire).

5.3 Isolement des trois bactéries d'origine aviaire

– Préparation des échantillons

Après réception des prélèvements, de l'eau distillée stérile (ReaLab, Algérie) a été ajoutée dans la boîte contenant les organes prélevés. Ceux-ci ont ensuite été découpés en petits

morceaux à l'aide d'un ciseau stérile (**fig. 5.4**).



Figure 5.4 : Etapes de préparation des échantillons (photographies personnelles).

5.3.1 *Escherichia coli*

À l'aide d'une anse de platine stérile, une goutte de chaque échantillon a été prélevée puis ensemencée selon la technique des quatre quadrants (**fig. 5.5**) sur deux milieux sélectifs et différentiels fournis par la société ReaLab, Algérie : Salmonella-Shigella (S-S) et Hektoen (HK), ainsi que sur un milieu semi-sélectif; Drigalski (DK) de l'Institut Pasteur, Algérie. Les cultures ont ensuite été incubées à 37 °C pendant 24 heures (Bio-Rad, 2020 ; Biolab, 2018 ; Hektoen Institute, 1968).

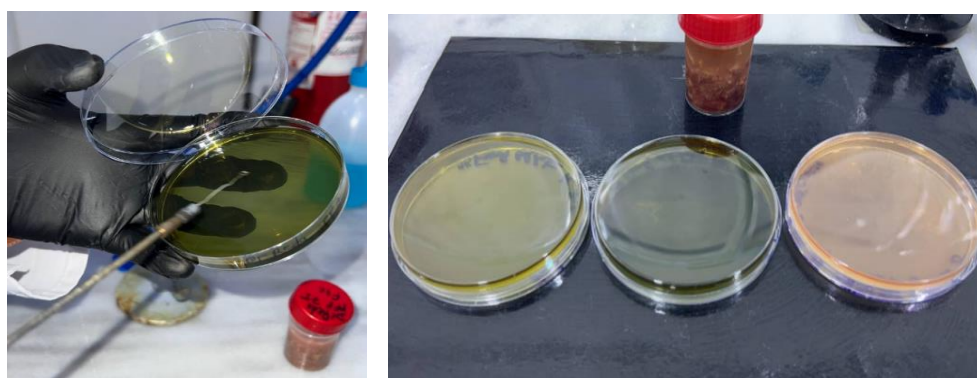


Figure 5.5 : Ensemencement sur milieux HK, DK et SS (photographies personnelles).

5.3.2 *Salmonella*

Après la préparation de chaque échantillon, un pré-enrichissement a été réalisé par l'ajout d'eau peptonée tamponnée (MEDI-Cult, Algérie), suivi d'une incubation à 37 °C pendant

24 heures conformément aux normes standard pour la détection de *Salmonella* (ISO, 2002). Ensuite, 0,1 ml de ce pré-enrichissement a été transféré dans un tube contenant 10 ml de bouillon Rappaport-Vassiliadis (RV) (BactChim MZK, Algérie) pour un enrichissement des *Salmonella* grâce à sa composition sélective (**annexe 1**), avec une incubation à 42 °C pendant 24 heures, une température permettant de favoriser leur croissance tout en inhibant les flores concurrentes (Vassiliadis *et al.*, 1976).

Une goutte de la culture d'enrichissement obtenue a ensuite été ensemencée sur les milieux Salmonella-Shigella (ReaLab, Algérie), Hektoen (ReaLab, Algérie), Drigalski (Institut Pasteur d'Algérie), Xylose-Lysine-Désoxycholate (XLD) (ReaLab, Algérie), et MacConkey (Mac) (ReaLab, Algérie), selon la technique des stries d'épuisement. Les boîtes de Pétri ont été incubées à 37 °C pendant 24 heures pour permettre la croissance bactérienne.

5.3.3 Staphylocoque

Un ensemencement direct par écouvillonnage du liquide articulaire a été réalisé sur des milieux gélosés sélectifs et différentiels ; Chapman (Mannitol Salt Agar) (ReaLab, Algérie) puis sur la gélose Baird Parker (Institut Pasteur d'Algérie). Les boîtes ont été incubées à 37 °C pendant 24 h pour favoriser l'isolement de *staphylocoque* (Chapman, 1945 ; Baird-Parker, 1962).

5.4 Purification et conservation

Après incubation, les colonies suspectées d'appartenir aux espèces *E. coli*, *Salmonella* et *Staphylococcus* ont été repiquées sur les mêmes milieux sélectifs et différentiels, ce qui contribue à confirmer la pureté et l'identification des isolats. Une nouvelle incubation a été réalisée à 37 °C pendant 24 heures (Bio-Rad, 2020).

La conservation des isolats purifiés s'est faite par plusieurs piqûres dans un milieu de conservation. Les tubes ont été hermétiquement fermés à l'aide de bouchons adaptés pour prévenir toute contamination. Après une incubation à 37 °C pendant 24 heures, les souches ont été stockées à 4 °C (Campbell, 1962).

5.5 Identification

L'identification consiste à effectuer une observation macroscopique des colonies, une observation microscopique à l'état frais et après coloration de Gram, la réalisation des

principaux tests biochimiques classiques (test d'oxydase, catalase, TSI, mannitol-mobilité et métabolisation du citrate), ainsi que l'utilisation de la galerie API 20E.

5.5.1 Etude macroscopique

La première étape du diagnostic microbien d'une souche est la description macroscopique à l'œil nu : la forme, la taille, l'aspect, la surface, le relief, le contour, la couleur et l'opacité.

5.5.2 Etude microscopique

Elle permet de reconnaître les caractères microscopiques, la mobilité et le type de Gram des bactéries, ainsi que leur mode de regroupement.

– Etat frais

À partir d'une culture sur milieu solide, une petite colonie a été prélevée à l'aide d'une anse de platine stérile et déposées sur une lame propre. Une lamelle a ensuite été posée délicatement sur la goutte, en veillant à éviter la formation de bulles d'air. Quelques gouttes d'huile de vaseline (BactChim MZK, Algérie) ont été ajoutées pour améliorer l'observation. L'examen microscopique a été réalisé avec un objectif $\times 40$ afin d'étudier les détails de la structure, puis complété par une observation à l'objectif $\times 100$ en immersion pour un grossissement plus précis (Delarras *et al*, 2003).

– Coloration de Gram

Les frottis de chaque souche bactérienne ont été étalés en couche mince et régulière pour bien séparer les cellules bactériennes puis, la fixation a été réalisée à la flamme et la coloration a été effectuée selon la méthode de Gram (Gram, 1884).

Protocole :

1. Coloration primaire

Le frottis a été recouvert d'une solution de violet de gentiane jusqu'à immersion complète. Le colorant a été laissé en place pendant une minute, puis a été éliminé par un rinçage à l'eau distillée.

2. Fixation

Le mordant (lugol) a été déposé sur la préparation et a été maintenu pendant 30 secondes. La lame a ensuite été rincée abondamment.

3. Décoloration

Un agent décolorant (alcool à 90°) a été appliqué sur la lame inclinée pendant exactement 10 secondes. L'action du solvant a été immédiatement stoppée par un rinçage soigneux.

4. Contre-coloration

La solution de fuchsine a été versée sur le frottis pendant une durée de 60 secondes. L'excédent de colorant a été éliminé par un dernier lavage à l'eau.

5. Examen microscopique

La préparation a été séchée à température ambiante, puis a été soumise à une observation microscopique (grossissements $\times 40$ et $\times 100$ en immersion). Le résultat a été interprété selon les critères de Gram.

5.5.3 Tests biochimiques

Une série de tests a été réalisée afin d'identifier les différentes propriétés métaboliques des bactéries étudiées.

– Test enzymatique

➤ Test catalase

Ce test permet d'identifier l'activité enzymatique de la catalase, séparant les microorganismes selon leur capacité à dégrader le H_2O_2 (Laboratoires RBB SOINS, Algérie).

Une colonie bactérienne a été prélevée et mélangée à une goutte de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) déposée sur une lame propre. La présence ou l'absence de dégagement gazeux a ensuite été notée pour interpréter le résultat.

Interprétation :

- Catalase-positive : formation rapide de bulles (ex. staphylocoques).
- Catalase-négative : absence de réaction (ex. streptocoques).

➤ Test oxydase

L'évaluation de cette activité enzymatique repose sur la détection du cytochrome c oxydase, enzyme membranaire intervenant dans la chaîne de transport d'électrons. Ce marqueur

métabolique présente une distribution taxonomique caractéristique, offrant ainsi une valeur discriminante pour l'identification bactérienne.

Une colonie bactérienne a été prélevée délicatement à l'aide d'une pipette Pasteur stérile, en évitant tout contact avec le milieu de culture. L'échantillon a été étalé sur un disque d'oxydase (CMS MED Laboratory, Algérie) préalablement placé sur une lame. (Gordon et McLeod, 1928). Puis, la réaction a été observée pendant 5 minutes à température ambiante (20–25°C), à l'abri de la lumière directe afin de détecter la formation d'une coloration bleu-violette caractéristique d'une réaction positive (Steel, 1961).

Lecture des résultats :

Positif : Apparition d'une coloration bleu-violette intense dans les 30 secondes à 2 minutes.

Négatif : Absence de changement de couleur après 5 minutes.

– Galerie biochimique classique

➤ TSI (Triple Sugar Iron)

Le milieu gélosé TSI (ReaLab, Algérie) permet d'identifier les bacilles à Gram négatif, particulièrement les *Enterobacteriaceae*, en évaluant leur capacité à fermenter trois sucres (glucose, lactose et saccharose) et à produire du sulfure d'hydrogène (H₂S) (Sulkin et Willett, 1940). L'ensemencement a été effectué par une piqûre centrale dans le culot (pour créer des conditions anaérobies) et par des stries sur la pente (pour maintenir une zone aérobie) (ASM, 2016). Le tube a ensuite été incubé à 37 °C pendant 24 heures.

Lecture des résultats :

- Si seule la partie piquée (culot) est devenue jaune : Le glucose a été fermenté, mais ni le lactose ni le saccharose n'ont été métabolisés (ex. *Salmonella* (avec ou sans H₂S)).
- Si la pente et le culot sont jaunes : le lactose et/ou le saccharose ont été fermentés en plus du glucose (ex. *E. coli*).
- Si la pente est rouge et le culot jaune : seul le glucose a été fermenté (réaction typique des *Enterobacteriaceae* non lactose +).
- Si le milieu est noir : la production de H₂S a été confirmée (ex. : *Proteus*, certaines *Salmonella*).

- Contrôles : un témoin non inoculé a été conservé pour vérifier l'absence de contamination.

➤ **Test uréase-indole**

L'uréase catalyse l'hydrolyse de l'urée en ammoniac, entraînant une alcalinisation du bouillon Urée-indole (ReaLab, Algérie), caractéristique des bactéries uréase-positives. Une colonie a été ensemencée par pipette Pasteur, puis incubée 24 h à 37 °C. Après incubation, l'ajout du réactif de Kovacs (CMS MED Laboratory, Algérie) a permis le test indole : un anneau rouge en surface signe la dégradation du tryptophane par la tryptophanase (Kovacs, 1928).

➤ **Test Mannitol-Mobilité**

L'ensemencement a été réalisé par piqûre centrale à l'aide d'une pipette Pasteur sur gélose Mannitol-Mobilité (Institut Pasteur, Algérie), suivie d'une incubation à 37°C pendant 24 heures (Roland et Bourbon, 1949). Après incubation, le milieu a été examiné pour évaluer la capacité de fermentation du mannitol (par observation des changements de couleur) ainsi que le potentiel de mobilité bactérienne (par analyse de la répartition de la croissance).

➤ **Test de citrate de Simmons**

Ce test a été effectué sur le milieu gélosé citrate de Simmons (Institut Pasteur, Algérie) pour détecter la capacité des bactéries à utiliser le citrate comme seule source de carbone et d'énergie. La pente du milieu a été ensemencée par stries à partir d'une suspension bactérienne, puis une incubation a été réalisée à 37 °C pendant 24 heures. Un virage de couleur vers le bleu de l'indicateur de pH a été interprété comme une utilisation positive du citrate. (Simmons, 1926).

5.5.4 Galerie Api 20E

C'est un système standardisé utilisé pour l'identification des Enterobacteriaceae et autres bacilles Gram-négatifs non exigeants, comprenant 20 tests biochimiques miniaturisés dans une bandelette en plastique (Biomerieux, 1970).

Mode opératoire

Après assemblage de la boîte d'incubation et ajout de 5 mL d'eau distillée pour maintenir l'humidité, la référence de la souche a été inscrite sur la languette latérale. Un inoculum standardisé à 0,5 McFarland a été préparé à partir d'une culture pure de 18-24 heures. Pour les tests biochimiques (CIT, VP, GEL), les tubules et cupules ont été entièrement remplis avec l'inoculum. Les tests nécessitant des conditions anaérobies (ADH et autres tests similaires) ont été traités par remplissage des tubules suivis d'une couverture d'huile de paraffine. Les tests restants n'ont nécessité que l'inoculation des tubules. La boîte a finalement été incubée à 37°C pendant 24 heures. (**fig. 5.6**).



Figure 5.6 : Inoculation de la galerie Api 20E (photographies prises au laboratoire).

Lecture des résultats :

Les réactions biochimiques ont été analysées à l'aide d'une table de lecture standardisée (annexe 3). L'interprétation a été réalisée à l'aide d'un fichier Excel développé sur la base du manuel d'identification bioMérieux, édition 2009, dans lequel les résultats positifs (+) et négatifs (–) de chaque test ont été saisis. Ce système permet une identification semi-automatisée des souches bactériennes, fondée sur des correspondances dérivées de la base de données du fabricant.

5.5.5 Antibiogramme

À partir d'une culture pure de 24h, un inoculum a été préparé dans un tube qui contient 9 ml d'eau physiologie stérile, puis la turbidité a été ajustée pour atteindre une valeur équivalente à 0,5 de l'échelle de McFarland. Les boîtes de Pétri ont été préparées à l'avance en y coulant 4 ml du milieu Mueller-Hinton.

À l'aide d'un écouvillon stérile, préalablement immergé dans la suspension bactérienne, l'ensemencement a été réalisé sur l'ensemble de la surface du milieu Mueller-Hinton (ReaLab,

Algérie) par striations successives. Cette opération a été répétée trois fois, et une rotation de 60° de la boîte a été effectuée à chaque passage, l'ensemencement a été fini en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose (**fig. 5.7**). Ensuite, les disques antibiotiques (tableau 5.4) ont été déposés sur la surface du milieu à l'aide d'une pince stérile. L'incubation a été réalisée à 37 °C pendant 24 heures. Après la période d'incubation, les diamètres des zones d'inhibition ont été mesurés précisément à l'aide d'un pied à coulisse numérique (ORBIT ELECTRONIC/MNT034180). Ces mesures ont ensuite été comparées aux valeurs critiques de référence (annexe 2), permettant de classer les souches bactériennes en trois catégories selon leur profil de sensibilité : (1) sensibles à la posologie standard, (2) sensibles à forte posologie, et (3) résistantes.

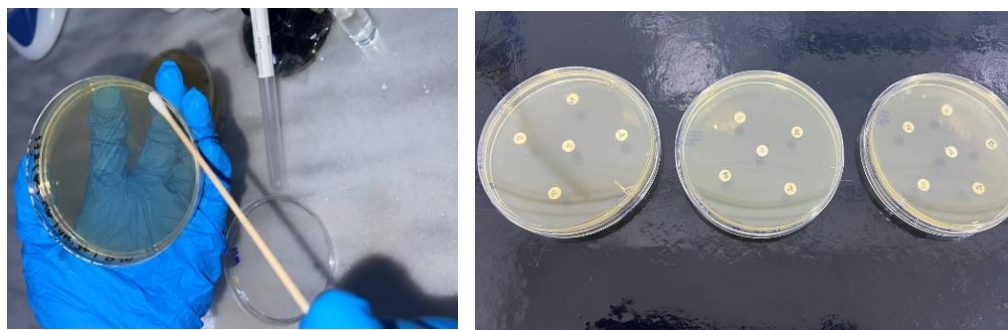


Figure 5.7 : Préparation de l'antibiogramme avant incubation (photographies personnelles).

Tableau 5.2 : Liste des antibiotiques testés.

Famille	Antibiotique	Génération	Abréviation	Charge de disque (µg)
Béta-lactamines	Pénicilline	Naturelle, 1 ^{ère}	P	10
	Amoxicilline	2 ^{ème}	AMX/AX	25
	Céfotaxime	3 ^{ème}	CTX	30
	Ampicilline	2 ^{ème}	AMP	10
	oxaciline	1 ^{ère}	OX	1
Phénicolés	Chloramphénicol	/	C	30
Cycline	Tétracycline	1 ^{ère}	TE	30
	Doxycycline	2 ^{ème}	DO	30
Polymyxine	Colistine	/	CT	50

Tableau 5.2 : Liste des antibiotiques testés (suite du tableau).

Aminosides	Gentamicine	/	CN	15
	Streptomycine	/	S	10
Macrolides	Spiramycine	1 ^{ère}	SP	100
Lincosamides	Lincomycine	/	MY	15
Aminosides	Spectinomycine	/	SPT	100
Acide phosphonique	Fosfomycine	/	FF	200
Sulfamides	Sulfaméthoxazole-Triméthoprim	/	SXT	25
Fluoroquinolones	Enrofloxacin	Fluoroquinolone vétérinaire, 2 ^{ème}	OFX	5
Quinolones	Acide nalidixique	1 ^{ère}	NA	30

Résultats

6. RESULTATS

6.1 L'autopsie

L'examen post-mortem de 20 sujets, dont 13 présentaient des signes cliniques évoquant des maladies infectieuses, a permis de mettre en évidence plusieurs lésions visibles à l'œil nu. Ces constatations, illustrées ci-dessous (**fig. 6.1**) ont été faites directement en salle d'autopsie. Elles incluent également des cas présentant d'autres types de pathologies. L'analyse a révélé d'importantes atteintes notamment du foie, les organes internes, la cavité thoracique et articulations. Parmi les anomalies les plus marquantes, on a observé des dépôts de fibrine sur le foie, ainsi que la présence de pus dans les articulations, certains organes internes et la cavité thoracique, en particulier chez des sujets présentant de graves troubles locomoteurs. Ces lésions témoignent d'infections sévères, souvent causées par des agents pathogènes tels qu '*Escherichia coli*, *Salmonella* ou *Staphylococcus* (Glisson *et al.*, 2008).

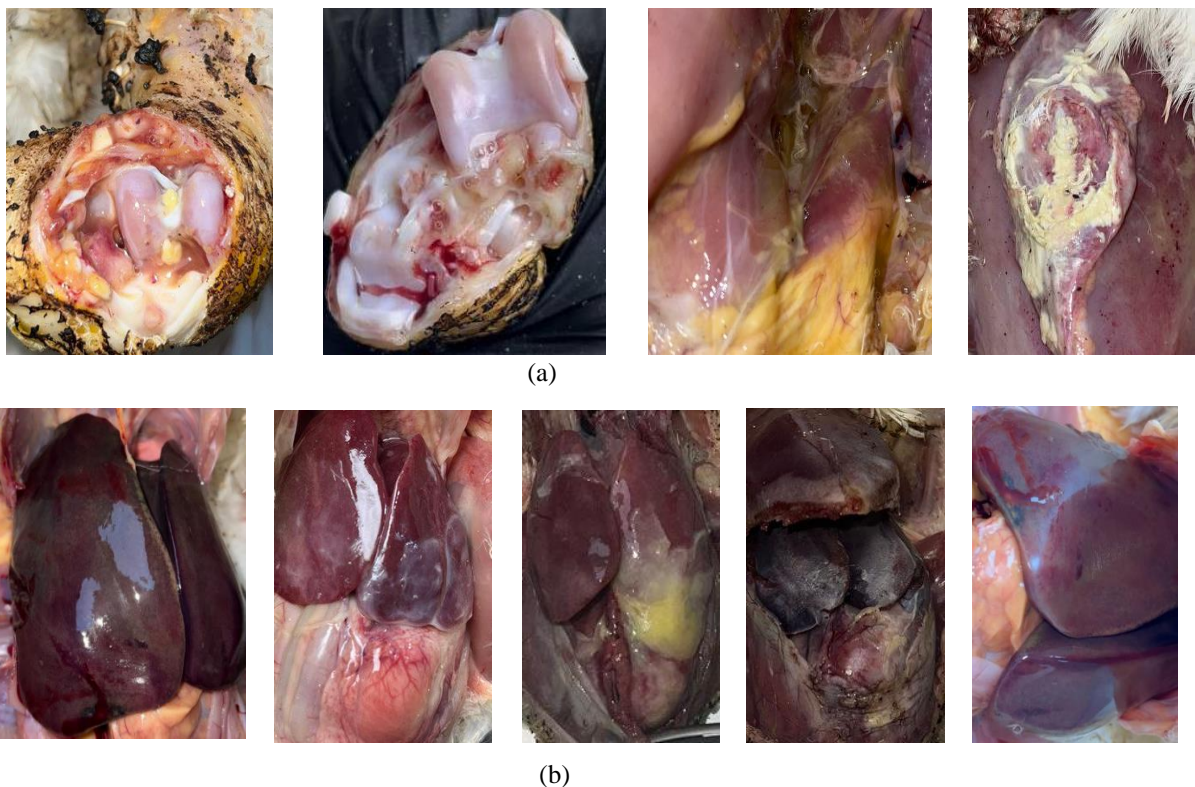


Figure 6.1 : Observation macroscopique des principales lésions constatées lors des autopsies chez les poulets et poussins : (a) dépôts de fibrine au niveau du foie, (b) présence de pus dans les articulations, les organes internes et la cavité thoracique chez des poulets présentant des troubles locomoteurs sévères (photographies réalisées en salle d'autopsie).

6.2 L'isolement d'*Escherichia coli*

Après 24 heures d'incubation sur les trois milieux (HK, DK et S-S), 70,3 % des échantillons, soit 26 isolats bactériens, se sont révélés positifs pour la présence présomptive d'*E. coli*. (fig. 6.2).

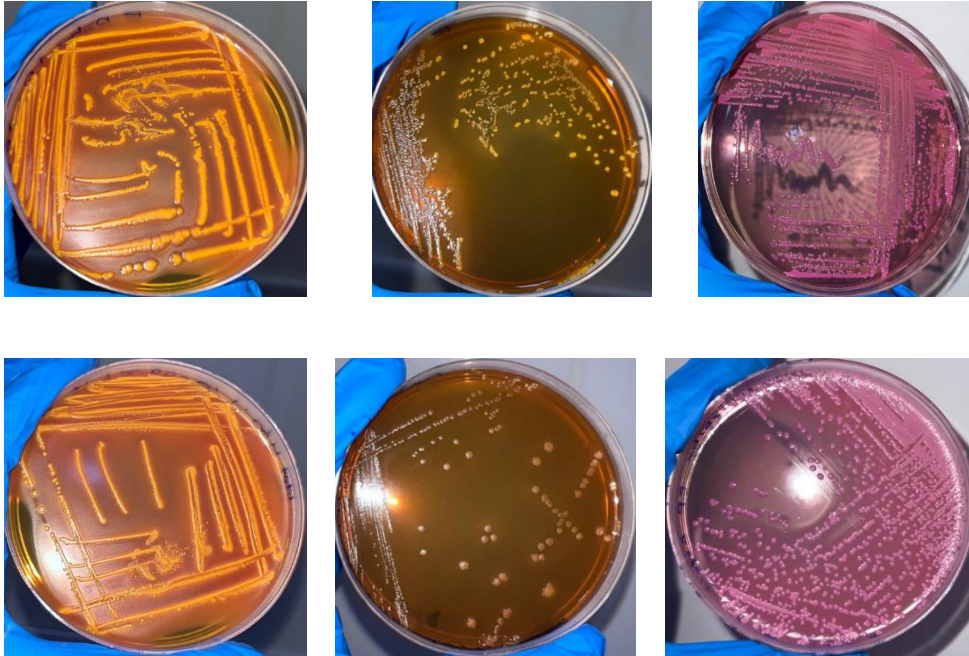


Figure 6.2 : Résultat de l'ensemencement sur HK, DK, S-S (photos prise au laboratoire).

6.2.1 La purification

Après purification, des colonies pures bien séparées d'*Escherichia coli* sont apparues, présentant une couleur saumon brillante sur HK, une teinte orangée sur DK et une coloration rose sur SS, avec un diamètre variant de 2 à 3 mm (fig. 6.3).

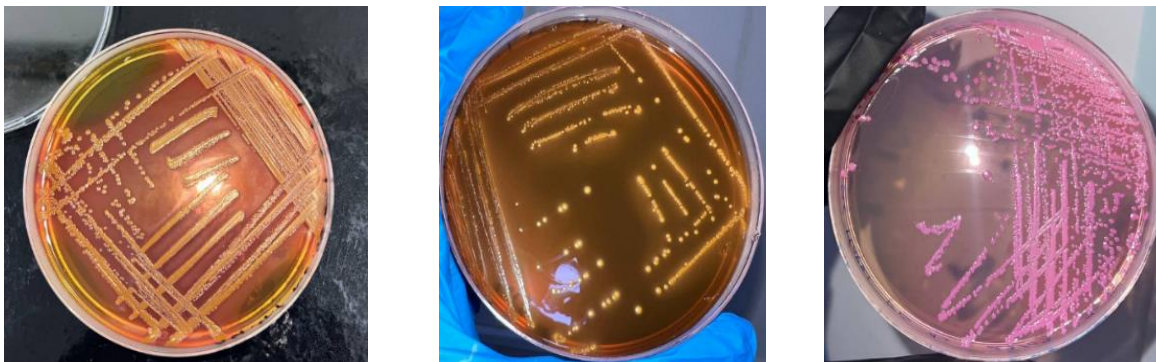


Figure 6.3 : Aspect des colonies d'*E. coli* après purification sur HK, DK, S-S (photos prise au laboratoire).

6.2.2 Identification

– Etude macroscopique

Les caractéristiques macroscopiques des colonies attribuées à l'isolat suspecté d'être *Escherichia coli* sont présentées dans le tableau suivant (**Tableau 6.1**).

Tableau 6.1 : Caractéristiques macroscopique des colonies présomptives d'*E. coli* sur les trois milieux sélectifs

La forme	Rondes
Le relief	Bombée
La taille	Moyennes
La surface	Lisses
La couleur	(HK) saumon, (DK) orangée, (S-S) rose
L'opacité	Opaques
Le contour	Régulier

– Etude microscopique

→ Etat frais

L'observation au microscope optique en immersion a révélé que les souches présomptives d'*E. coli* apparaissent sous forme de bacilles droits, en bâtonnets, et qu'elles effectuent des mouvements actifs et désordonnés, témoignant de leur mobilité.

– Coloration de Gram

L'observation des 26 isolats bactériens après coloration de Gram (microscope optique, $\times 100$) a confirmé la morphologie typique d'*Escherichia coli* : des bacilles Gram négatifs, de forme allongée (bâtonnets), apparaissant en rose (**fig.6.4**).

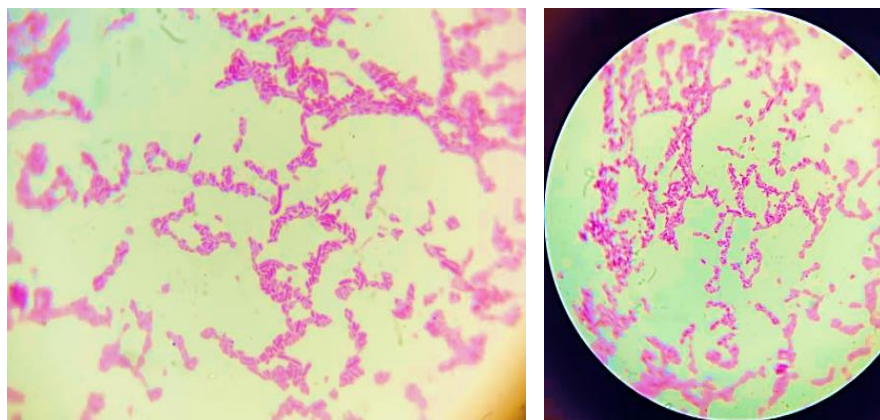


Figure 6.4 : *Escherichia coli* après coloration de Gram observé au microscope ($\times 100$)

(Photographie prise au laboratoire).

– Identification biochimique

L'identification biochimique des souches suspectées d'être *Escherichia coli* a été effectuée à l'aide d'une galerie classique (**fig. 6.5**), mettant en évidence plusieurs caractéristiques spécifiques. Le milieu TSI a pris une coloration jaune, avec production de gaz mais sans précipité noir, indiquant une fermentation des sucres sans formation d'H₂S. Le test urée-indole a révélé une activité uréasique négative (aucun changement du milieu), mais une production d'indole positive, confirmée par l'apparition d'un anneau rouge après ajout du réactif de Kovacs. Le mannitol a été fermenté, comme en témoigne un jaunissement homogène du milieu et une diffusion régulière. Par ailleurs, la souche s'est révélée négative au test du citrate de Simmons. Enfin, les tests catalase (positif avec dégagement de bulles) et oxydase (négatif) ont permis de compléter le profil biochimique, caractéristique d'*E. coli* (**voir tableau 6.2**). Ensemble, ces résultats confirment que les 26 isolats analysés correspondent bien à des souches d'*Escherichia coli*. (Koneman *et al.*, 2006).

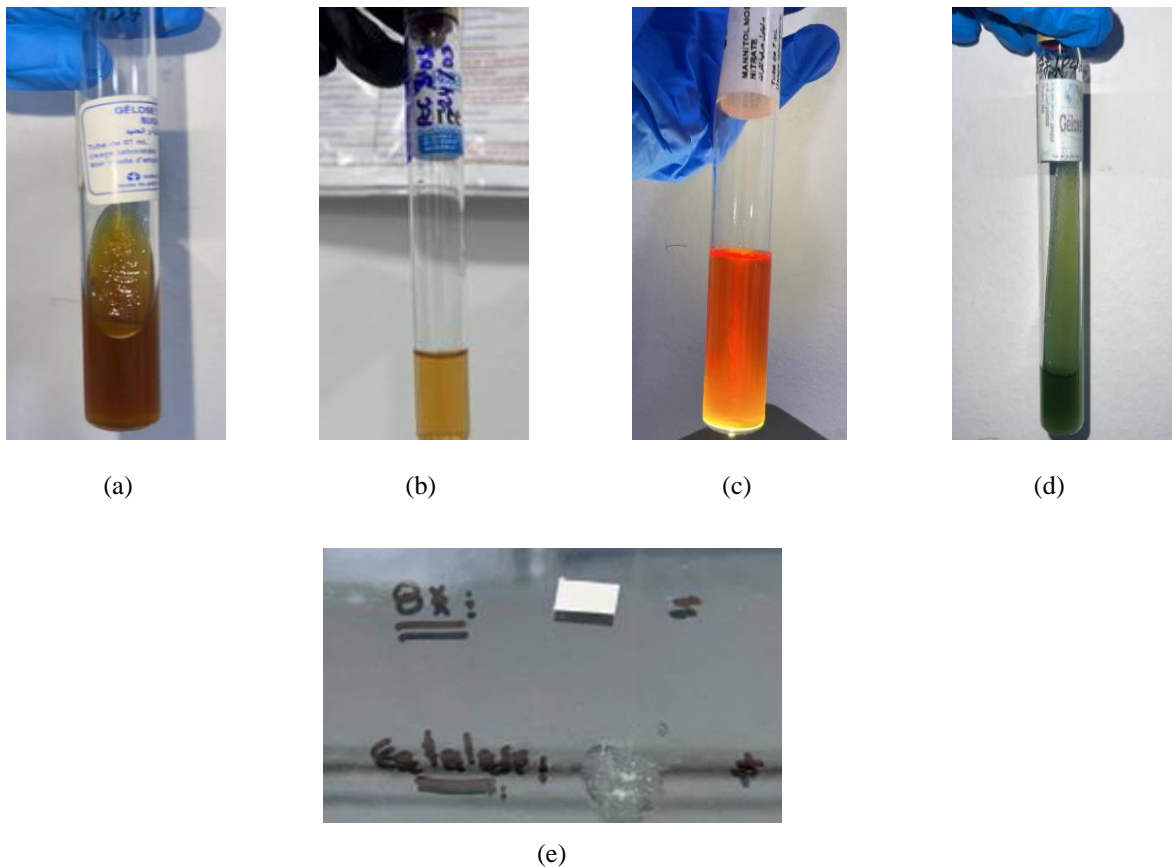


Figure 6.5 : Résultats biochimiques obtenus avec la galerie classique pour l'isolat d'*E. coli* incluent : (a) le test TSI, (b) les tests urée et indole, (c) la fermentation du mannitol et la mobilité, (d) l'utilisation du citrate de Simmons, ainsi que (e) les tests d'oxydase et de catalase. (Photos prises au laboratoire).

Tableau 6.2 : Résultats des tests biochimiques de l'isolat présumé d'*Escherichia coli*.

Le test	Catalase	Oxydase	TSI	H ₂ S	Urée	Indole	Citrate	Mannitol	Mobilité
Résultat	+	-	+	-	-	+	-	+	+

– Galerie Api 20E

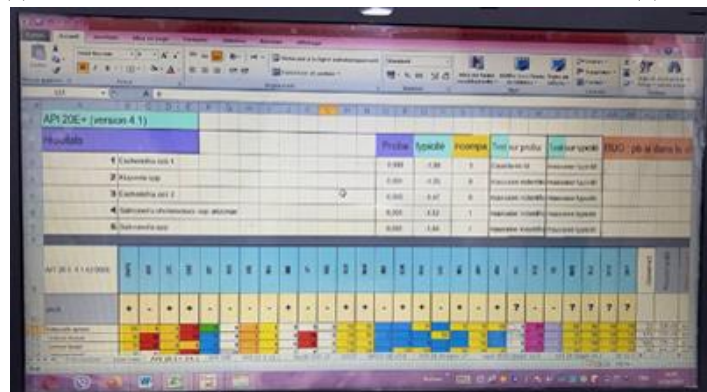
L'identification biochimique des isolats a été confirmée à l'aide de la galerie API 20E, qui a révélé un profil enzymatique typique d'*Escherichia coli* : ONPG (+), ADH (+), LDC (+), ODC (+), TDA (+), CIT (+), H₂S (-), URE (-), VP (-), GEL (-) et GLU (+) (voir Annexe 2). Après incubation et ajout des réactifs, les résultats obtenus ont été interprétés à l'aide du logiciel spécialisé, lequel a validé l'identification des souches. Les principales étapes de la procédure – de la galerie avant et après révélation jusqu'à l'analyse informatique des données – sont présentées en images dans les photographies suivantes (**figure 6.6**).



(a)



(b)



(c)

Figure 6.6 : Étapes de l'identification des isolats bactériens à l'aide de la galerie API 20 E : (a) observation des résultats avant l'ajout des réactifs, (b) lecture après l'ajout des réactifs, (c) analyse et validation des résultats à l'aide du logiciel dédié.

6.2.3 Antibiogramme

L'interprétation des résultats d'antibiogramme (**tableau 6.3**) a été réalisée selon les recommandations du Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie (CASFM, 2023).

Tableau 6.3 : Résistance et la sensibilité des souches d'*E. coli*.

Antibiotique	Nombre de souches testées	Diamètre de résistance (mm)	Nombre des souches			% de sensibilité	Critères d'interprétation
			R	SPS	S		
Pénicilline	26	< 29	26	0	0	0%	Résistant (Producteur de Béta-lactamase)
Amoxicilline	26	< 14	23	3	0	0%	Résistant (hydrolyse par des bêta-lactamases de type TEM ou SHV)
Céfotaxime	26	< 22	2	0	24	92,33%	Résistant (production de céphalosporinases ou d'ESBL)
Ampicilline	26	< 19	23	1	1	3,85%	Résistant (production de bêta-lactamase TEM-1 ou TEM-2)
Oxacilline	26	< 21	26	0	0	0%	Aucun critère
Chloramphénicole	26	< 19	14	1	11	42,31%	Résistant (activation de cat-gènes codant des chloramphénicols acétyltransférases)
Tétracycline	26	< 17	24	0	2	7,69%	Résistant (efflux actif ou protection ribosomique par gènes tet)
Doxycycline	26	< 17	24	1	1	3,84%	Résistant (mêmes mécanismes que la tétracycline, croisée)
Colistine	26	< 15	26	0	0	0%	résistance liée à des gènes mcr (modification de la membrane bactérienne)
Gentamicine	26	< 16	7	0	19	73,08%	Résistant (enzymes modifiant les aminoglycosides : aac, ant, aph)
Spiramycine	26	< 24	26	0	0	0%	Résistant (mutation gyrA/parC ou efflux actif qnr)
Fosfomycine	26	< 16	10	1	15	57,69%	Résistant (altération de la perméabilité ou inactivation enzymatique)
Sulfaméthoxazole-Triméthoprime	26	< 10	20	1	5	19,23%	Résistant (mutation des cibles enzymatique DHPS/DHFR)
Péfloxacin	26	≤ 20	25	1	0	0%	Résistant (mécanisme identique aux fluoroquinolones, utilisé comme marqueur)
Acide nalidixique	26	< 15	25	0	1	3,85%	Non interprété en S/I/R (sert de marqueur de résistance aux fluoroquinolones)

R : Résistante.

S : Sensible à posologie standard.

SPS : Sensible à forte posologie.

Toutes les souches d'*E. coli* se sont révélées résistantes à au moins six antibiotiques, comme le montre la figure ci-dessous

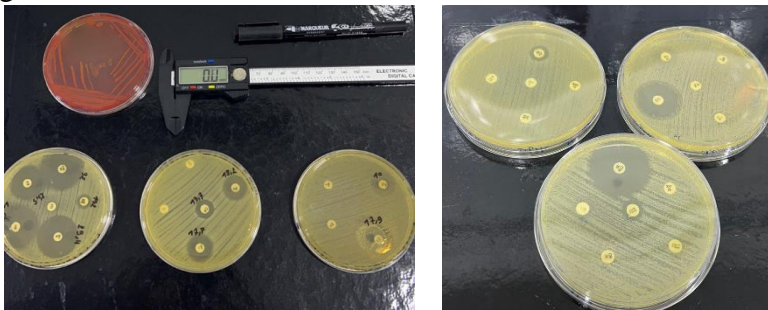


Figure 6.7 : Illustration d'un profil de sensibilité aux antibiotiques pour une souche d'*E. coli*.

L'analyse des résultats des antibiogrammes réalisés sur 26 souches d'*E. coli* a révélé des niveaux de résistance variables. Une résistance complète (100 %) a été observée vis-à-vis de la colistine, spiramycine ainsi que la pénicilline et l'oxacilline. Des taux de résistance très élevés, compris entre 88 % et 97 %, ont également été notés pour la tétracycline, doxycycline et acide nalidixique, ainsi que l'amoxicilline et l'ampicilline. Une résistance modérée, allant de 53 % à 77 %, a été enregistrée pour la sulfaméthoxazole-triméthoprine et chloramphénicol. Enfin, une faible résistance, variant entre 7 % et 39 %, a été observée à l'égard de gentamicine, de l'acide phosphonique et du céfotaxime.

6.3 Isolement de *salmonella*

Après 24 heures d'incubation dans le bouillon Rappaport-Vassiliadis à 42 °C, un changement de couleur du milieu a été observé : d'un bleu-vert clair initial, le bouillon est devenu trouble, avec une teinte légèrement plus foncée, suggérant une croissance présomptive de *Salmonella*. L'ensemencement sur différents milieux sélectifs (SS, XLD, Hektoen, Drigalski et MacConkey) a ensuite permis l'apparition de colonies typiques de *Salmonella*. Au total, 9 isolats soit 24,3 % des échantillons examinés ont montré une croissance présomptive de cette bactérie.

6.3.1 Purification

– Milieu Hektoen

Après purification, des colonies pures bien séparées sont apparues, de couleur verte à centre noir, avec un diamètre de 2 à 3mm. Cette apparence est due à l'absence de fermentation du

lactose, saccharose et salicine et à la production de sulfure d'hydrogène (H_2S), qui réagit avec le citrate ferrique pour former un précipité noir caractéristique (**fig. 6.8**).

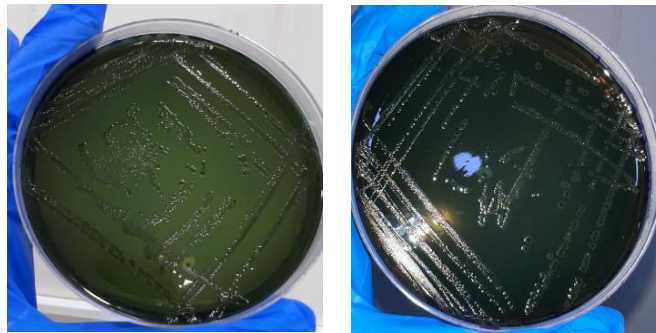


Figure 6.8 : Apparence des colonies suspectées de *Salmonella* cultivées sur milieu Hektoen (Photographies prises en laboratoire).

– Milieu Drigalski

Des colonies bien isolées, de couleur bleu-vert, ont été observées. Cette teinte est due à l'absence de fermentation du lactose, ce qui maintient un pH neutre ou légèrement basique, en présence de bleu de bromothymol utilisé comme indicateur (**fig. 6.9**).

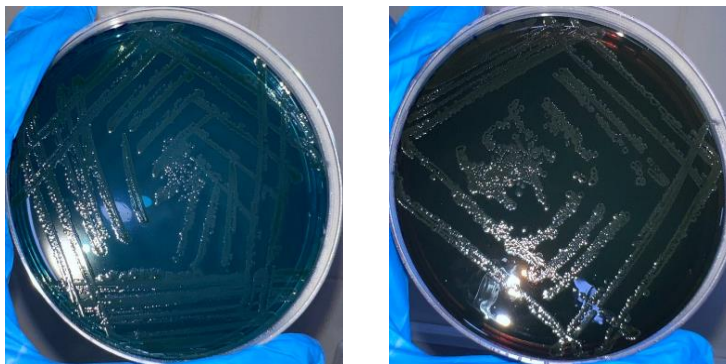


Figure 6.9 : Aspect des colonies suspectées de *Salmonella* sur milieu Drigalski (Photos prises au laboratoire).

– Milieu S-S

Sur le milieu Salmonella-Shigella, les colonies purifiées apparaissent incolores, parfois accompagnées d'un centre noir. L'absence de coloration traduit l'incapacité à fermenter le lactose, tandis que la présence d'un centre noir indique la production de H_2S , résultant de l'interaction entre le thiosulfate et le citrate ferrique (**voir fig. 6.10**).

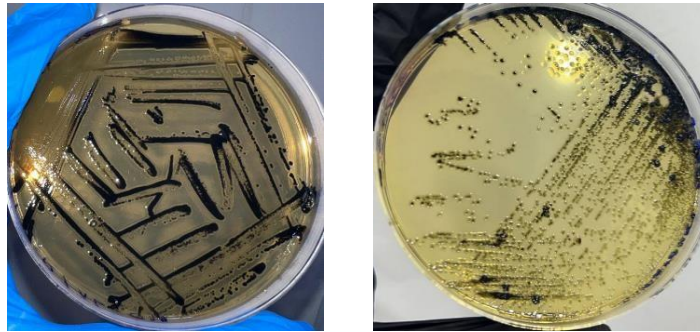


Figure 6.10 : Aspect des colonies suspectes *Salmonella* sur milieu S-S (Photos prise au laboratoire).

– Milieu XLD

Des colonies rouges transparentes à centre noir, bien séparées, ont été observées. La couleur rouge est due à la dégradation initiale du xylose, suivie d'une dégradation de la lysine (décarboxylation), qui ramène le pH à l'alcalin. Le centre noir est causé par la production de H_2S à partir du thiosulfate (**fig. 6.11**).

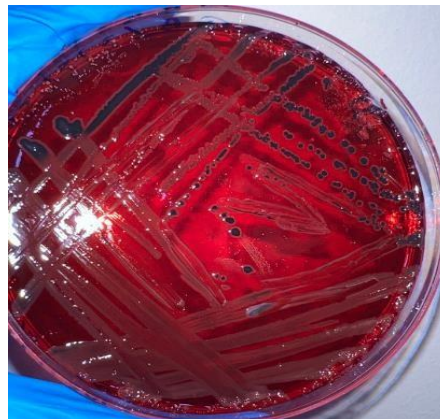


Figure 6.11 : Aspect des colonies suspectes *Salmonella* sur milieu XLD (Photo prise au laboratoire).

– Milieu MacConkey

Les colonies apparaissent incolores et bien séparées. Cette absence de coloration s'explique par une non-fermentation du lactose (**fig. 6.12**).

6.3.2 Identification

– Etude macroscopique

Les caractéristiques macroscopiques des colonies spécifiques à l'isolat *Salmonella* sont présentées dans le tableau suivant (**Tableau 6.4**).



Figure 6.12 : Aspect des colonies suspectes *Salmonella* sur milieu MacConkey (photo prise au laboratoire).

Tableau 6.4 : Caractéristiques des colonies de *Salmonella* sur différents milieux.

Forme	Rondes
Le relief	Bombée
La taille	Moyennes entre 2 à 4mm
La surface	Lisses
La couleur	Blanchâtre à bleuté avec centre noir incolores avec ou sans centre noir, vert bleuté avec centre noir, rouge transparente
L'opacité	Opaque, translucides ou transparentes.
Le contour	Régulier

– **Etude microscopique**
→ **Etat frais**

L'observation au microscope optique, à l'objectif à immersion, a révélé que les souches de *Salmonella* se présentent sous forme de bacilles droits, en bâtonnets, présentant des mouvements actifs et aléatoires, témoignant de leur mobilité.

→ **Coloration de Gram**

L'observation des souches de *Salmonella* au microscope optique, après une coloration de Gram (objectif à immersion, $\times 100$), a mis en évidence des bacilles Gram négatifs, de forme allongée, apparaissant en rose (**fig. 6.13**).

6.3.3 Identification biochimique

L'identification biochimique des isolats suspectés de *Salmonella* a été effectuée à l'aide d'une galerie classique (**fig. 6.14**), mettant en évidence plusieurs caractéristiques typiques. Le

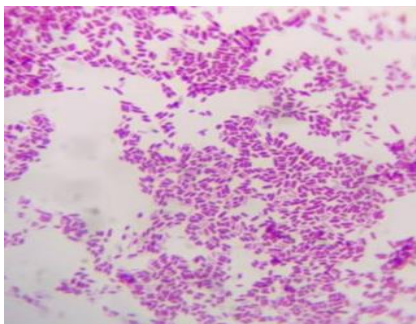


Figure 6.13 : Observation de *Salmonella* après coloration de Gram au microscope ($\times 100$) (Photographie prise en laboratoire).

milieu TSI a présenté un culot noir accompagné d'une production de gaz, signe d'une fermentation du glucose avec formation de sulfure d'hydrogène (H_2S) (Koneman *et al.*, 2006). Le test urée-indole a montré une uréase négative (aucune modification du milieu) et une production d'indole négative, attestée par l'apparition d'un anneau rouge après ajout du réactif de Kovacs (Tille, 2017). La fermentation du mannitol s'est traduite par une acidification du milieu, visible par un virage homogène au jaune (Quin *et al.*, 2002). Le test du citrate de Simmons s'est révélé négatif, le milieu ne virant pas au bleu, ce qui indique que la souche ne peut utiliser le citrate comme seule source de carbone (Koneman *et al.*, 2006). La mobilité bactérienne a été démontrée par une diffusion du trouble à partir de la ligne d'ensemencement. Enfin, les tests catalase (positif avec dégagement de bulles) et oxydase (négatif) ont complété ce profil biochimique. L'ensemble des résultats obtenus est en parfaite cohérence avec les descriptions classiques du genre *Salmonella* dans la littérature (Koneman *et al.*, 2006), confirmant ainsi l'identification des isolats analysés.

6.3.4 Galerie Apie20E

L'isolat suspecté d'appartenir au genre *Salmonella* a été soumis à une identification biochimique à l'aide de la galerie API 20E. Après 24 heures d'incubation à 37 °C et l'ajout des réactifs spécifiques, le profil enzymatique suivant a été obtenu : ONPG (–), ADH (+), LDC (+), ODC (+), CIT (+), H_2S (+), URE (–), TDA (–), IND (–), VP (+), GEL (–), GLU (+) (**voir Annexe 2**). Ce profil correspond aux caractéristiques biochimiques typiques du genre *Salmonella*. L'interprétation des résultats, effectuée à l'aide d'un logiciel spécialisé, a permis de confirmer l'identification de l'isolat comme appartenant à ce genre bactérien.

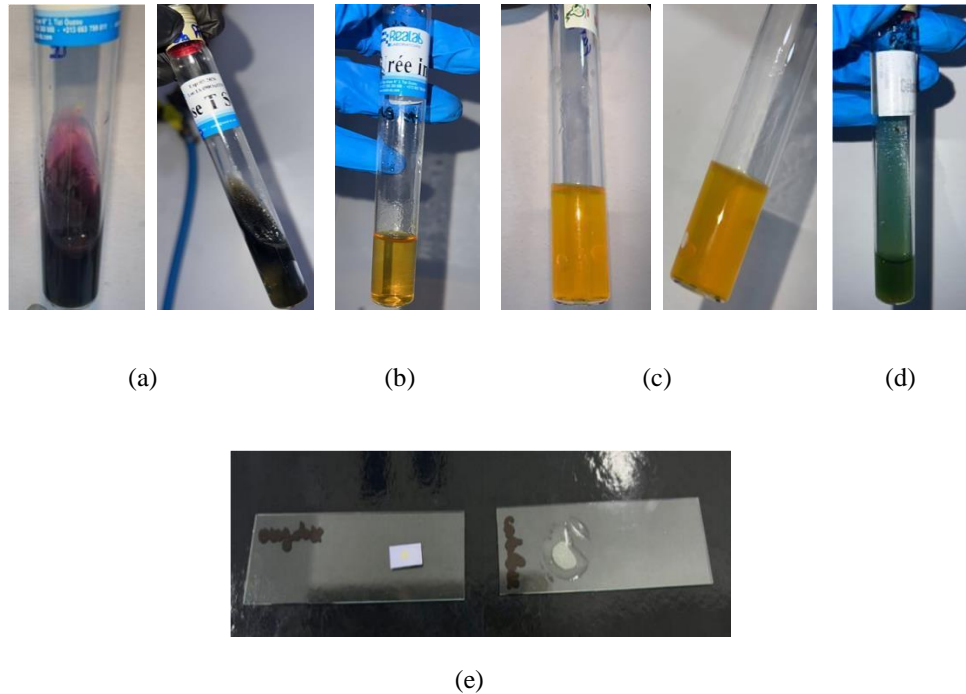


Figure 6.14 : Résultats biochimiques obtenus avec la galerie classique pour l'isolat de *Salmonella* incluent : (a) le test TSI, (b) les tests urée et indole, (c) la fermentation du mannitol et la mobilité, (d) l'utilisation du citrate de Simmons, ainsi que (e) les tests d'oxydase et de catalase. (Photos prises au laboratoire).

6.3.5 L'antibiogramme

L'interprétation des résultats d'antibiogramme (**tableau 6.5**) a été réalisée selon CASFM (2023).

Tableau 6.5 : Résistance et la sensibilité de *salmonella*.

ATB	N° de souches testées	Diamètre de résistance (mm)	N° des souches			% de sensibilité	Critères d'interprétation
			R	SPS	S		
P	9	< 29	9	0	0	0%	Résistant (producteur de bêta-lactamase)
AMX	9	< 14	2	0	7	77,78%	Résistant (hydrolyse par des bêta-lactamases)
CTX	9	< 22	0	0	9	100%	Résistant (production d'ESBL ou céphalosporinase de type AmpC)
AMP	9	< 19	1	0	8	88,89%	Résistant (production d'enzymes TEM, SHV, ou OXA)
OX	9	< 21	0	0	9	100%	Aucun critère

Tableau 6.5 : Résistance et la sensibilité de *Salmonella* (suite).

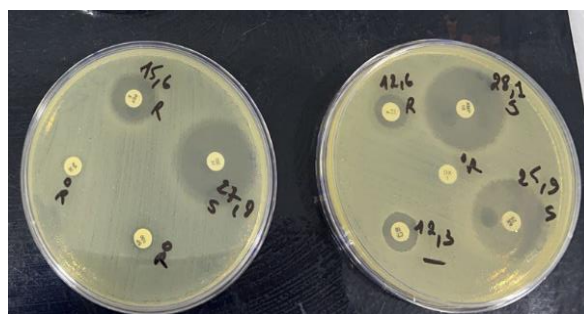
ATB	N° de souches testées	Diamètre de résistance (mm)	N° des souches			% de sensibilité	Critères d'interprétation
			R	SPS	S		
C	9	< 19	2	0	7	77,78%	Résistant (gène cat, inactivation par acétylation)
TE	9	< 17	3	0	6	66,67%	Résistant (gènes tetA/tetB codant un efflux actif)
DO	9	< 17	3	0	6	66,67%	Résistant (même mécanisme que tétracycline)
CT	9	< 15	5	0	4	44,44%	interprétation uniquement par MIC
CN	9	< 16	2	0	7	77,78%	Résistant (enzymes modifiant l'antibiotique, aac, aph)
SP	9	< 24	9	0	0	0%	Aucun critère
MY	9	< 17	5	0	4	44,44%	Aucun critère
FF	9	< 16	0	0	9	100%	Pas interprétation
SXT	9	< 10	3	0	6	66,67%	Résistant (mutation enzymatique DHPS/DHFR ou acquisition de gènes sul/dfr)
OFX	9	< 17	4	0	5	55,55%	Résistant (mutation gyrA/parC, efflux ou gènes qnr)
PEF	9	≤ 20	7	0	2	22,22%	Résistant (utilisé comme marqueur fluoroquinolone, mêmes mécanismes)
NA	9	< 15	9	0	0	0%	Utilisé uniquement comme marqueur de résistance croisée aux fluoroquinolones

R : Résistante.

S : Sensible à posologie standard.

SPS : Sensible à forte posologie.

Toutes les souches de *Salmonella* se sont révélées sensibles à la majorité des antibiotiques testés, comme le montre la figure ci-dessous (**fig. 6.15**).

**Figure 6.15** : Résultats de l'antibiogramme de *Salmonella* sp. vis-à-vis de neuf antibiotiques.

L'analyse des profils de résistance de 9 souches de *Salmonella*, réparties selon quatre grandes familles d'antibiotiques, a mis en évidence des niveaux de résistance variés. Une résistance complète (100 %) a été observée à l'égard de la spiramycine et de la pénicilline. Des niveaux de résistance intermédiaires, allant de 55 % à 77 %, ont été enregistrés pour l'acide

nalidixique, la colistine et la lincomycine. Une résistance modérée, comprise entre 33 % et 44 %, a été relevée vis-à-vis la sulfaméthoxazole-triméthoprine, l'enrofloxacin et des tétracyclines. Enfin, une faible résistance, oscillant entre 0 % et 22 %, a concerné le spectinomycine, le chloramphénicol, l'acide phosphonique, ainsi que l'amoxicilline, la céfotaxime, l'ampicilline et l'oxacilline.

6.4 Isolement de Staphylocoque

Après 24 heures d'incubation sur les milieux sélectifs Chapman et Baird-Parker, des colonies caractéristiques du Staphylocoque ont été observées dans 2 échantillons, représentant 5,40 % des cas analysés. Ces colonies affichaient une couleur jaune doré, accompagnée d'un halo clair (fig. 6.16) suggérant fortement la présence de *Staphylococcus* et des colonies de couleur blanc crème sur le milieu Baird Parker (fig. 6.17).

6.4.1 Purification

– Milieu Chapman

Après une incubation de 24 heures à 37 °C sur milieu Chapman, des colonies bien développées, de couleur jaune doré, sont apparues, entourées d'un halo clair distinctif. Cette coloration résulte de la fermentation du mannitol par les staphylocoques présumés (fig. 6.16). Ces colonies ont été considérées comme caractéristiques de *Staphylococcus* sp.



Figure 6.16 : Aspect des colonies suspectes staphylocoque sur milieu Chapman (Photographies prises au laboratoire).

– Milieu Braid parker

Sur gélose Baird-Parker, les colonies obtenues étaient de couleur blanc crème, lisses, convexes, sans zone de noircissement ni halo clair (**fig. 6.17**), indiquant une absence d'activité lécithinase.

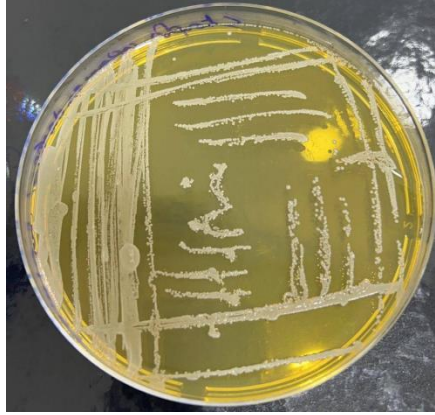


Figure 6.17 : Aspect des colonies suspectes staphylocoque sur milieu Braid-Parker
(Photographies prises au laboratoire).

6.4.2 Identification

– Etude macroscopique

Les caractéristiques macroscopiques des colonies spécifiques à l'isolat de *Staphylocoque* sont présentées dans le tableau suivant (**Tableau 6.6**).

Tableau 6.6 : Les caractéristiques des colonies de staphylocoque sur différents milieux.

La forme	Rondes
Le relief	Bombée
La taille	Moyennes entre 1 à 4mm
La surface	Lisses brillante
La couleur	Jaune doré
L'opacité	Opaques
Le contour	Régulier

– Etude microscopique

→ Etat frais

L'observation microscopique, réalisée à l'aide d'un microscope optique en immersion, a révélé la présence de coques arrondies, immobiles, caractéristiques des souches présumptives de *Staphylococcus aureus*.

– Coloration de Gram

Après la coloration de Gram, des cocci colorées en violet ont été observés au microscope optique ($\times 100$), indiquant qu'il s'agissait de bactérie Gram positif. Ces cocci étaient disposées en amas caractéristiques comme illustré dans la **figure 6.18**.

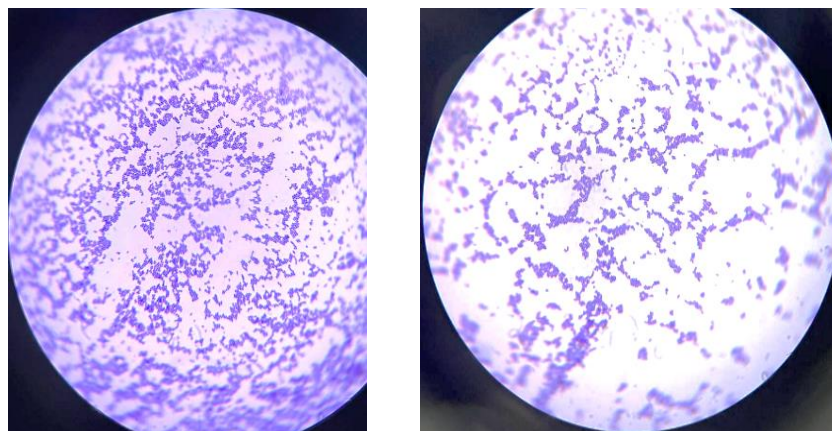


Figure 6.18 : Staphylocoque après coloration de Gram observé au microscope Gx100 (Photographies prise au laboratoire).

6.4.3 Identification biochimique

L'identification biochimique des deux isolats codés STP1 et STP2, suspectés d'appartenir au genre *Staphylococcus*, a été réalisée à l'aide de tests de base, dont les résultats sont présentés dans le **tableau 6.7**.

L'isolat STP1 a montré une réaction positive à la catalase (formation immédiate de bulles après ajout d'eau oxygénée), mais négative à l'oxydase, avec absence de coloration sur le disque réactif. Il s'est également révélé négatif pour la fermentation du mannitol (absence de coloration jaune du milieu Chapman) et immobile en milieu semi-solide (**fig. 6.19**).

En revanche, l'isolat STP2 a présenté des résultats légèrement différents : il était positif à la catalase, négatif à l'oxydase, positif pour la fermentation du mannitol (coloration jaune du milieu), et également immobile (**fig. 6.19**).

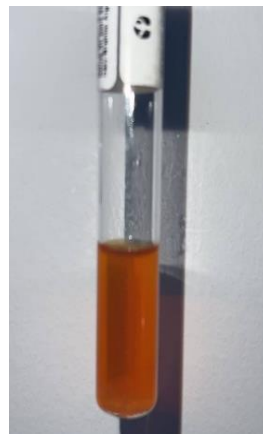
Ces caractéristiques phénotypiques confirment l'appartenance des deux isolats au genre *Staphylococcus*, avec des profils biochimiques distincts, pouvant refléter des espèces différentes. Toutefois, l'absence de tests complémentaires (comme le test à la coagulase ou une galerie APIStaph) ne permet pas une identification à l'espèce avec certitude.

Tableau 6.7 : Résultats des tests biochimique pour les deux isolats.

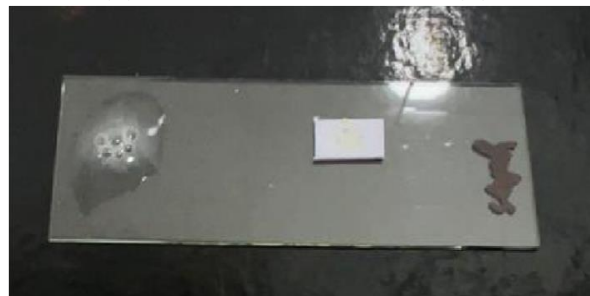
Code isolat	Mannitol	Mobilité	catalase	oxydase
STP1	-	-	+	-
STP2	+	-	+	-



(a)



(b)



(c)

Figure 6.19 : Résultats des tests biochimiques effectués sur les isolats STP1 et STP2 : (a) mannitol-mobilité pour STP1, (b) mannitol-mobilité pour STP2, (c) teste catalase et oxydase.

6.4.4 L'antibiogramme

L'interprétation des résultats d'antibiogramme est illustrée (**tableau 6.12**). Les deux souches de Staphylocoque ont présenté une résistance à 8 antibiotiques (doxycycline, colistine, chloramphénicol, tétracycline, péfloxacin, fosfomycine, acide nalidixique, lincomycine), l'autre à 5 antibiotiques. Comme illustré dans la figure ci-dessous (**fig. 6.20**).



Figure 6.20 : Exemple de résultat d'un antibiogramme réalisé sur un isolat de *Staphylococcus sp.*

(Photographies personnelles).

Les résultats de l'antibiogramme (**tableau 6.8**) et (**tableau 6.9**) ont révélé que la résistance maximale (100 %) des souches de Staphylocoque testées concernait quatre molécules d'antibiotique : l'acide nalidixique, la tétracycline, doxycycline et colistine. Un taux de résistance intermédiaire, avoisinant les 50 %, a été observé vis-à-vis de chloramphénicol, de l'acide phosphonique et de la lincomycine. En revanche, aucune résistance n'a été détectée à l'égard de pénicilline, amoxicilline, céfotaxime, ampicilline, oxacilline, spiramycine, gentamicine et sulfaméthoxazole-triméthoprine, ce qui témoigne d'une sensibilité totale des souches à ces antibiotiques.

Tableau 6.8 : Résultats de l'antibiogramme pour les deux isolats.

Code isolat	Antibiotique	Diamètre (mm)	interprétation	Code isolat	Diamètre	Interprétations
STP1	OX	24,2	S	STP2	16,5	SPS
	P	45	S		15,1	SPS
	CT	0	R		0	R
	AMX	36,8	S		17,8	SPS
	AMP	40,2	S		16,4	SPS
	CTX	30,4	S		/	/
	CN	21	S		22,6	S
	MY	0	R		26,6	S
	C	7,4	R		29,4	S
	DO	11,3	R		14,9	S
	SXT	35,8	S		31,6	S
	TE	7,3	R		0	R
	PEF	9,8	R		0	R
	FF	0	R		18,8	S
	NA	6,8	R		0	R
	SP	26,8	R		18,7	SPS

STP1 : isolat 1. STP2 : isolat 2. S : sensible à posologie standard. R : résistante. SPS : sensible à forte posologie. / : n'a pas été testé sur l'isolat.

Tableau 6.9 : Résistance et la sensibilité de *staphylococcus*.

Antibiotique	N° de souches testées	Diamètre de résistance (mm)	N° des souches			% de sensibilité	Critères d'interprétation
			R	SPS	S		
Pénicilline	2	< 29	0	1	1	50%	Résistant (production de pénicillinase codée par blaZ)
Amoxicilline	2	< 14	0	1	1	50%	Non interprété pour <i>Staph spp.</i> seul – interprété en association avec acide clavulanique uniquement
Céfotaxime	2	< 22	0	0	2	100%	non recommandée en routine
Ampicilline	2	< 19	0	1	1	50%	instable face aux bêta-lactamases staphylococciques
Oxaciline	2	< 20	0	1	1	50%	Résistance = SARM si R (mécA, PBP2a)
Chloramphénicole	2	< 19	1	0	1	50%	Interférence par acétyltransférase (cat)
Tétracycline	2	< 17	2	0	0	0%	Résistance par pompe d'efflux (tetK) ou protection ribosomale (tetM)
Doxycycline	2	< 17	2	0	0	0%	Même mécanismes que tétracycline
Colistine	2	< 15	2	0	0	0%	aucun critère
Gentamicine	2	< 20	0	0	2	100%	Résistance par enzyme de modification (aac, aph)
Spiramycine	2	< 24	0	1	1	50%	aucun critère
Lincomicine	2	< 17	1	0	1	50%	interprétation uniquement si combiné à érythromycine (D-test)
Fosfomycine	2	< 16	1	0	1	50%	Aucun critère
Sulfaméthoxazole-Triméthoprim	2	< 10	0	0	2	100%	actif sur souches sensibles, surveiller résistances plasmidiques.
Péfloxacin	2	< 20	2	0	0	0%	utilisé uniquement comme marqueur de résistance aux fluoroquinolones
Acide nalidixique	2	< 15	2	0	0	0%	uniquement marqueur de résistance quinolone

R : Résistante.

S : Sensible à posologie standard.

SPS : sensible à forte posologie

Discussion

7. Discussion

La salmonellose et la colibacillose semblent constituer les principales pathologies bactériennes rencontrées dans les élevages aviaires en Algérie. *Staphylococcus aureus* représente un autre agent pathogène d'intérêt, bien qu'il soit rarement isolé dans nos conditions ; il a néanmoins été inclus dans cette étude pour l'analyse de la sensibilité des souches à différentes familles d'antibiotiques.

Au total, 20 échantillons ont été prélevés lors des autopsies, dont 13 présentaient des lésions compatibles avec les maladies étudiées. Les autopsies ont été conduites conformément aux directives de l'Organisation mondiale de la santé animale (OMSA). Dans un cas particulier, un oiseau autopsié présentait des muscles de teinte violacée accompagnés d'une température corporelle élevée, suggérant une asphyxie potentielle causée par une panne d'électricité.

Les examens post-mortem ont révélé diverses lésions de l'appareil respiratoire. Des trachéites ont été observées dans 38,46 % des cas, un taux inférieur à celui rapporté par Ramdani et Saim (2015), qui était de 47 %. Ce chiffre reste également en deçà des 52 % signalés au Pakistan par Khan *et al.* (2018) chez des poulets de chair infectés par des souches pathogènes d'*E. coli*. La pneumonie a été détectée dans 15,38 % des cas, un taux là encore inférieur aux 35 % décrits par Ramdani et Saim (2015). À l'échelle internationale, une étude réalisée au Bangladesh par Rahman *et al.* (2021) a rapporté un taux de 28 % de pneumonies liées à des infections à *E. coli*, ce qui reste supérieur à nos résultats.

Sur le plan digestif, des entérites mucoïdes ont été relevées dans 25 % des échantillons, un taux nettement inférieur aux 70 % observés par Ramdani et Saim (2015). En comparaison, Olawale *et al.* (2020) ont rapporté une prévalence de 61 % d'entérites muqueuses dues à *Salmonella* au Nigeria, mettant en évidence une expression digestive plus marquée dans d'autres contextes épidémiologiques.

Les lésions cardiovasculaires et hépatiques, à savoir les péricardites et les hépatites fibrineuses, ont été observées dans 100 % des cas, un taux bien supérieur aux 70 % notés par Ramdani et Saim (2015), ainsi qu'aux 28,4 % de lésions hépatiques et 4,32 % de lésions cardiaques rapportés par Bouzouba (2004). Ces résultats sont comparables à ceux obtenus au Brésil par Cardoso *et al.* (2021), qui ont mis en évidence une prévalence de 90 % de péricardites

et de 82 % d'hépatites chez des volailles infectées, confirmant ainsi une atteinte viscérale fréquente au niveau international.

Par ailleurs, des cas d'ascite ont été constatés chez 30 % des sujets, un taux relativement proche des 40 % mentionnés par Ramdani et Saim (2015), mais inférieur aux 52 % observés en Inde par Sharma *et al.* (2019), où les mauvaises conditions de ventilation ont été identifiées comme un facteur aggravant.

Sur les 37 prélèvements analysés, 72,5 % se sont révélés positifs à *Escherichia coli*, avec des colonies de couleur saumon brillant sur gélose Hektoen et un profil biochimique typique. Ce taux d'isolement d'*Escherichia coli* (72,5 %) concorde avec celui rapporté par Bandou et Rahal (2023), qui ont trouvé une prévalence de 70 %. À l'échelle internationale, El-Gohary *et al.* (2022), en Égypte, ont observé un taux similaire de 75,3 %, avec des profils biochimiques comparables, confirmant ainsi la forte prévalence d'*E. coli* pathogène en aviculture.

L'analyse de la sensibilité aux antibiotiques a été réalisée conformément aux normes de l'OMS et du CLSI, en vigueur en médecine vétérinaire en Algérie depuis 1999 (OMS, 2011). Concernant *E. coli*, les taux de résistance les plus élevés ont été observés pour les bêta-lactamines : 100 % pour la pénicilline et l'oxacilline, suivis de 88,46 % pour l'amoxicilline et l'ampicilline. Ces résultats sont comparables à ceux d'Aberkane *et al.* (2023), qui ont signalé des taux de 100 % et 90,1 % respectivement. En Espagne, Martínez *et al.* (2020) ont rapporté une résistance de 85 % à l'ampicilline et 70 % à l'amoxicilline, confirmant une tendance mondiale préoccupante. La résistance au céfotaxime reste faible dans notre étude (7,69 %), bien en dessous des 37,5 % rapportés par Aberkane *et al.* (2023). À noter que Rahmatallah *et al.* (2016) ont également trouvé un taux de 90,1 % pour l'ampicilline, contre seulement 20 % de résistance selon Rahman *et al.* (2021) au Bangladesh, indiquant une efficacité partiellement conservée de cette molécule dans certaines régions.

Pour la gentamicine, 26,92 % des souches se sont révélées résistantes, un taux inférieur aux 32,5 % relevés par Aberkane *et al.* (2023). Une étude iranienne (Jalili *et al.*, 2021) a trouvé des taux de résistance allant de 30 à 40 %, ce qui confirme une résistance modérée mais persistante.

Les cyclines, incluant la tétracycline et la doxycycline, ont montré un taux de résistance de 92,31 %, légèrement inférieur aux 100 % et 95 % relevés dans l'Est algérien. Des études

tunisiennes (Ben Slama *et al.*, 2020) rapportent également des taux avoisinant les 98 %, soulignant l'usage intensif de cette classe à l'échelle maghrébine.

Pour le chloramphénicol (famille des phénicoles), le taux de résistance observé dans cette étude s'élève à 53,85 %, ce qui est supérieur aux 27 % rapportés par Aberkane *et al.* (2023), mais proche des 60 % observés en Turquie par Kaya *et al.* (2019), situant nos résultats dans la moyenne de certaines régions asiatiques.

Bien que relativement récents en aviculture, les quinolones présentent déjà des taux de résistance très élevés. L'acide nalidixique affiche un taux de 96,15 %, proche des 100 % rapportés par Boumezrag *et al.* (2015). Tadesse *et al.* (2017), aux États-Unis, ont observé 85 % de résistance, ce qui confirme une tendance internationale alarmante.

Le triméthoprim-sulfaméthoxazole (sulfamides) montre un taux de résistance de 76,92 %, comparable aux 80 % observés par El-Gohary *et al.* (2022) et légèrement supérieur aux 62,5 % rapportés par Aberkane *et al.* (2023).

Les polymyxines et les macrolides présentent une résistance totale (100 %) dans cette étude, en ligne avec les 88 % rapportés pour la colistine par Boumezrag *et al.* (2015). Au Canada, Santos *et al.* (2020) ont également observé des taux de résistance à la colistine dépassant les 90 % dans des exploitations industrielles.

La fosfomycine (acide phosphonique) présente une résistance de 38,46 %, supérieure aux 16,1 % rapportés par Rahmatallah *et al.* (2016) mais très proche des 35 % trouvés par Rahman *et al.* (2020) au Bangladesh.

Deux souches d'*E. coli* se sont révélées résistantes à l'ensemble des antibiotiques testés, ce qui laisse supposer l'existence de mécanismes de résistance acquis (plasmides, mutations) favorisés par un usage excessif d'antibiotiques sans antibiogramme préalable (Institut Pasteur, 2024). Ces résultats confirment les alertes émises par l'OMS (2023) et l'EFSA (Autorité européenne de sécurité des aliments) concernant l'émergence de souches multirésistantes en aviculture.

Les antibiotiques les plus efficaces contre *E. coli* dans cette étude sont : le céfotaxime, la gentamicine et la fosfomycine.

Par ailleurs, 22,5 % des prélèvements ont été positifs à *Salmonella*, identifiée par des colonies vertes à centre noir sur Hektoen, et confirmée par les tests biochimiques suivants : catalase +, H₂S +, indole +, citrate +, mannitol +, mobilité +, gaz +, oxydase –, urée –, TSI +, ONPG –, ADH +, LDC +, ODC +, TDA –, VP +, GEL –, GLU +. Ces caractéristiques sont en accord avec les observations de Kechir (2022) dans le centre de l'Algérie, qui a rapporté une prévalence légèrement plus élevée (32,68 %). Cardoso *et al.* (2021), au Brésil, ont signalé un taux très proche de 24 %.

L'antibiogramme a montré que toutes les souches de *Salmonella* étaient 100 % résistantes à la pénicilline, mais sensibles à la céfotaxime et à l'oxacilline. Une seule souche s'est révélée résistante à l'ampicilline (11,11 %), ce qui concorde avec les 10,5 % signalés par Bouzagh *et al.* (2008). En Pologne, Golebiewski *et al.* (2020) ont rapporté 15 % de résistance à cette molécule, confirmant une tendance relativement stable. Deux souches étaient également résistantes à l'amoxicilline (22,22 %), un taux légèrement supérieur à celui observé par Bouzagh *et al.* (2008). En Inde, Singh *et al.* (2020) ont trouvé un taux proche de 25 %, avec des profils similaires.

En ce qui concerne les quinolones, la résistance était de 100 % pour l'acide nalidixique et de 77 % pour la péfloxacin, un résultat nettement plus élevé que les 23,7 % rapportés par Bouzagh *et al.* (2007). En Iran, Karimi *et al.* (2019) ont enregistré un taux de 90 % pour l'acide nalidixique, confirmant ainsi la propagation mondiale de souches résistantes à cette classe d'antibiotiques.

Concernant l'enrofloxacin (fluoroquinolones), le taux de résistance observé dans cette étude est de 44,44 %, un résultat supérieur aux 31,6 % rapportés par Bouzagh *et al.* (2008). À l'échelle internationale, Hossain *et al.* (2021), au Bangladesh, ont signalé un taux de 48 % de résistance à l'enrofloxacin chez des souches de *Salmonella enterica* isolées de volailles, ce qui suggère que cette molécule, bien qu'encore largement utilisée, commence à perdre en efficacité dans plusieurs régions du monde.

La résistance au triméthoprime-sulfaméthoxazole (sulfamides) était également élevée, atteignant 44,44 % dans notre étude, contre 23,8 % selon Bouzagh *et al.* (2008). Une étude menée en Égypte par Mohamed *et al.* (2020) a rapporté un taux de 42 % de résistance à cette

association chez des souches de *Salmonella sp.*, ce qui confirme que ce phénomène dépasse largement le cadre local et s'inscrit dans une tendance régionale et internationale.

Concernant la colistine, une résistance de 55,56 % a été observée, bien au-dessus des 11,1 % rapportés par Bouzagh *et al.* (2008). Une étude récente au Maroc, menée par Zerouali *et al.* (2021), a révélé un taux de 60 % de résistance, soulignant la diffusion préoccupante des souches résistantes à la colistine dans les élevages avicoles nord-africains.

La gentamicine, pour sa part, a montré une résistance de 22,22 %, un taux proche des 25 % mentionnés par Khalef (2017). En comparaison, Ahmed *et al.* (2020), au Pakistan, ont trouvé une résistance de 20 % à cet aminoside chez des souches de *Salmonella* issues de volailles commerciales, ce qui corrobore nos résultats et suggère une efficacité partiellement conservée dans plusieurs contextes vétérinaires.

Enfin, pour le chloramphénicol, deux souches testées ont présenté une résistance de 22,22 %, nettement inférieure aux 52,18 % relevés par Bouzagh *et al.* (2008). En Inde, Singh *et al.* (2021) ont signalé une résistance de 25 % chez des isolats de *Salmonella* aviaire, ce qui confirme une tendance modérée de résistance à cette molécule dans divers pays

La faible détection de *Staphylococcus* dans notre étude, avec un taux d'isolement de 5,4 % (2 échantillons sur 37), peut s'expliquer par le caractère opportuniste de cette bactérie, souvent impliquée dans des infections secondaires liées à des blessures, un stress ou une immunodépression. Elle est généralement moins fréquente qu'*Escherichia coli* ou *Salmonella* dans les élevages avicoles. Toutefois, sa présence, même à faible fréquence, doit être prise au sérieux, notamment en raison du risque de multirésistance aux antibiotiques. Concernant les deux souches de *Staphylococcus* isolées à partir du pus articulaire, celles-ci présentaient les caractéristiques suivantes : bactéries immobiles, à Gram positif, catalase positives, oxydase négatives, colonies jaune doré sur gélose Chapman avec acidification du milieu, traduisant une fermentation positive du mannitol. Ce profil évoque, de manière présomptive, une souche coagulase positive telle que *Staphylococcus aureus* (Oxoid Manual ; ISO 6888-1:2021). Toutefois, une interprétation basée uniquement sur la gélose Chapman peut être trompeuse, car certaines souches de Staphylocoques coagulase négative (CoNS) peuvent également fermenter le mannitol (Cowan and Steel, 2003 ; Quinn *et al.*, 2002).

Sur gélose Baird-Parker, ces mêmes souches ont donné des colonies blanc crème, lisses, convexes, sans noircissement du milieu ni halo clair, ce qui traduit une absence d'activité lécithinase, typique des CoNS. Ce profil morphologique est en contradiction avec celui attendu pour *Staphylococcus aureus*, qui forme généralement des colonies noires entourées d'un halo clair de précipitation. Ces résultats sont en accord avec plusieurs études, notamment celle de Benmesbah *et al.* (2021) en Algérie, où les CoNS isolés de volailles présentaient des colonies blanches sans halo, tandis que *S. aureus* formait des colonies noires à halo clair. Des observations similaires ont été rapportées par Smaoui *et al.* (2019) en Tunisie et Kaya *et al.* (2019) en Turquie.

En conclusion, la fermentation du mannitol sur Chapman, bien qu'orientant vers *S. aureus*, n'est pas un critère suffisant pour confirmer l'espèce, en particulier lorsqu'elle n'est pas appuyée par les résultats de la gélose Baird-Parker ou par des tests de coagulase. Une identification plus précise, par test biochimique (galerie API Staph) ou par analyse moléculaire, reste indispensable pour éviter les confusions entre *S. aureus* et les Staphylocoques coagulase négative présentant des profils atypiques.

Nos résultats (5,4 %) sont proches de ceux rapportés en Algérie par Lounis et Lograda (2020), qui ont isolé *Staphylococcus aureus* dans 5 % des 80 échantillons avicoles analysés. De manière similaire, Benmesbah *et al.* (2021) ont décrit des *Staphylocoques* à coagulase négative (CoNS) sous forme de colonies blanches, sans halo, sur gélose Baird-Parker. En Tunisie, Smaoui *et al.* (2019), et en Turquie, Kaya *et al.* (2019), ont également rapporté l'isolement de CoNS à partir de volailles ou d'aliments d'origine aviaire, ces derniers se présentant sous forme de colonies blanches à crème, opaques et sans halo lécithinasique, ce qui concorde avec nos observations morphologiques.

Les deux souches de staphylocoques isolées dans notre étude ont montré un profil de multirésistance marqué. L'une d'elles était résistante à huit antibiotiques (doxycycline, colistine, chloramphénicol, tétracycline, péfloxacin, fosfomycine, acide nalidixique et lincomycine), tandis que l'autre l'était à cinq. Les deux souches se sont révélées 100 % résistantes aux quinolones, polymyxines et cyclines. Une résistance intermédiaire a été observée vis-à-vis des phénicoles, de la fosfomycine et de la lincomycine. En revanche, elles ont montré une sensibilité complète aux bêta-lactamines, aux macrolides, aux aminosides et aux sulfamides.

Ces résultats sont comparables à ceux de Bouzagh *et al.* (2016) en Algérie, bien qu'ils soient inférieurs à ceux rapportés par Kechih (2019), notamment pour l'oxacilline, où un taux de résistance de 52 % avait été observé. Par ailleurs, Becker et son équipe (2021) ont démontré que certaines souches aviaires de *S. aureus* en Allemagne peuvent présenter une résistance à plus de sept classes d'antibiotiques, ce qui illustre la gravité croissante du phénomène de multirésistance dans les élevages industriels.

Ces données soulignent l'importance d'un contrôle rigoureux des pratiques sanitaires, en particulier en matière de désinfection systématique des cages, des camions et des moyens de transport des volailles, qui constituent souvent les premiers vecteurs de contamination entre exploitations.

Conclusion

CONCLUSION

Cette étude a permis d'évaluer la sensibilité de plusieurs souches bactériennes (*Escherichia coli*, *Salmonella* et *Staphylococcus*) isolées chez des volailles d'élevage présentant des signes cliniques d'infection. Les résultats ont révélé des niveaux de résistance particulièrement élevés chez *E. coli*, notamment vis-à-vis des polymyxines, des macrolides et de certaines bêta-lactamines, pour lesquelles une résistance de 100 % a été observée. Des résistances notables ont également été enregistrées chez *Salmonella* et *Staphylococcus*, bien que certaines molécules, comme la céfotaxime, conservent une efficacité relative.

Face à ces constats, il devient essentiel de mettre en œuvre des mesures concrètes pour limiter l'apparition et la propagation des résistances antimicrobiennes. Cela passe notamment par la formation des éleveurs, la sensibilisation à l'utilisation raisonnée des antibiotiques, la mise en place de contrôles stricts des conditions d'hygiène dans les exploitations, et la délivrance des médicaments vétérinaires uniquement sur prescription. Il est également indispensable de baser les traitements sur les résultats d'un antibiogramme, afin de garantir une prise en charge efficace des infections et de réduire les pertes économiques.

D'un point de vue sanitaire, la désinfection systématique des camions utilisés pour le transport des volailles après chaque usage doit être strictement appliquée. De même, les travailleurs intervenant sur plusieurs exploitations doivent désinfecter leurs bottes, tabliers et outils, afin d'éviter toute contamination croisée. Aucun matériel ne devrait circuler entre fermes sans avoir été soigneusement désinfecté.

En cas de détection d'une infection à *Salmonella* dans un élevage de reproducteurs, une déclaration obligatoire aux services vétérinaires doit être faite, conformément aux réglementations sanitaires en vigueur.

Enfin, il est important de préciser que, faute de ressources techniques et financières, toutes les souches isolées dans le cadre de cette étude n'ont pas pu être identifiées au niveau génomique. Cette limite représente une orientation majeure pour les recherches à venir. L'utilisation d'outils de caractérisation moléculaire permettrait d'approfondir nos connaissances sur l'épidémiologie des souches, de mieux cerner leur potentiel pathogène, d'évaluer leur impact sur les performances zootechniques, et de mieux anticiper les risques de transmission à l'homme.

RECOMMANDATIONS ET PERCEPTIVES

À la lumière des conclusions de cette étude, il apparaît essentiel de proposer un ensemble de mesures visant à freiner le développement des trois principales pathologies rencontrées dans les élevages avicoles.

- Il est primordial de mettre en place des programmes de formation et de sensibilisation à destination des éleveurs de volailles, en particulier sur l'utilisation raisonnée des antibiotiques. Beaucoup d'aviculteurs ne sont pas issus du secteur professionnel et ne maîtrisent pas les règles fondamentales d'hygiène, ce qui favorise l'apparition de pathologies diverses, avec un impact direct sur la qualité des produits et la rentabilité économique des exploitations.
- Un contrôle rigoureux et régulier de la désinfection des zones d'élevage doit être assuré afin de garantir des conditions sanitaires optimales.
- Le transport des volailles doit obligatoirement se faire dans des camions nettoyés et désinfectés après chaque utilisation, afin d'éviter la dissémination de germes pathogènes d'une exploitation à l'autre.
- Les cages, les couveuses et tout autre matériel en contact direct avec les animaux doivent être soigneusement nettoyés et désinfectés après chaque utilisation, afin de prévenir la contamination croisée entre lots ou exploitations.
- Les travailleurs passant d'une ferme à une autre doivent impérativement désinfecter leurs bottes, leurs tabliers, ainsi que tous les outils ou équipements qu'ils transportent. Aucun matériel ne doit être déplacé entre deux exploitations sans avoir été soigneusement désinfecté au préalable.
- La vente de médicaments vétérinaires doit être strictement encadrée et conditionnée à la présentation d'une ordonnance délivrée par un vétérinaire.
- Les traitements antibiotiques doivent être prescrits en tenant compte des résultats d'un antibiogramme, afin de limiter les pertes économiques liées à la mortalité et de garantir l'efficacité du traitement contre les souches d'*E. coli* identifiées.
- Enfin, toute infection à *Salmonella* détectée dans un élevage de poules reproductrices doit faire l'objet d'une déclaration obligatoire auprès des autorités sanitaires compétentes, afin d'éviter tout risque de propagation.

Références bibliographiques

REFERENCES BIBILOGRAPHIQUES

Aberkane, S., Zidane, N., & Benameur, Q. (2023). Résistance d'*Escherichia coli* pathogène isolé de volailles dans l'est algérien. *Journal Algérien des Régions Arides*, 17(1), 51–59.

Aboun A.A., Benelmouffok R., Bougueddour A., Taril M., Rezkallah, Selatnia L. (2003). Les salmonelloses aviaires diagnostiquées à l'Institut Pasteur d'Algérie de 1988 à 2002 : sérotypes rencontrés, leurs antibiorésistances et les aspects réglementaires. *Archives de l'Institut Pasteur d'Algérie*, T.64, p. 93–114.

Agence Ecofin. (2024). Algérie : le gouvernement autorise l'importation de 400 000 poules pondeuses par mois depuis l'Espagne.

Agence Presse Service. (26 octobre 2023). La réduction de la TVA sur la production avicole contribuera à la baisse des prix et à l'augmentation de la production.

Agridees. Consommation de viande de volaille : la crête au sommet. Publié en 2024. Consulté le 4 juin 2025.

Agroligne (2024). *Nouvelles conditions pour l'élevage de volailles en Algérie*. [En ligne]. (consulté le 29 mai 2025).

Ahmed, R., Akbar, A., & Hussain, I. (2020). Prevalence and resistance patterns of *Salmonella* from poultry in Pakistan. *Pakistan Veterinary Journal*, 40(4), 399–404.

Amazouz F., Amazouz A. (2020). *Étude bactériologique du portage nasal de Staphylococcus aureus chez les poulets de chair dans la wilaya de Tizi-Ouzou*. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

American Society for Microbiology. (2016). *Triple Sugar Iron Agar Protocols*.

Ammour, F. Z. (2018). *Prévalence de Staphylococcus aureus au niveau de la viande de poulet de chair dans la région de Taret* [Mémoire de Magister, Université Ibn Khaldoun de Tiaret, Institut des Sciences Vétérinaires].

Amri, M., & Zerfa, I. (2018). *Contribution à l'étude des maladies dues à Staphylocoque chez la volaille* [Mémoire de fin d'études, Université Saad Dahlab - Blida 1, Institut des Sciences Vétérinaires].

APS - Algérie Presse Service. (2023). Plusieurs filières ont enregistré des performances durant la campagne agricole 2022-2023.

AROMAREVES - ÉLEVAGE DE VOLAILLES DE RÊVES. *Colibacillose* [en ligne]. Janvier 2020. <http://www.elevagedevolailles.be/colibacillose>.

Bachir Pacha M., Triki Y.R., Bounar K.S., H.A.S. (2013). *Manuel des pathologies aviaires*. Alger : Office des publications universitaires.

Belaid, D. (2023, 14 août). Poulet : les grands défis de la filière avicole en Algérie. *TSA Algérie*.

Baird-Parker, A. C. An improved diagnostic and selective medium for isolating coagulase positive *Staphylococci*. *Journal of Bacteriology*. 19, 25(1):12–19.

Bandou, A., & Rahal, K. (2023). Prévalence et profil de résistance d'*Escherichia coli* chez les volailles en Algérie. *Revue Algérienne des Sciences Vétérinaires*, 43(2), 112–118.

Bannerman, T. L. (2003). *Staphylococcus, Micrococcus, and other catalase-positive cocci*.

Barrow, G.I. & Feltham, R.K.A. (2003). *Cowan and Steel's Manual for the Identification of Medical Bacteria*, 3rd Edition.

Becker, K., Heilmann, C., & Peters, G. (2021). Resistance patterns of avian *S. aureus* strains in Germany. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 76(4), 901–910.

Ben Slama, K., Barguelli, F., & Mzoughi, R. (2020). Résistance aux tétracyclines d'isolats d'*E. coli* aviaire en Tunisie. *Tunisian Journal of Veterinary Sciences*, 23(3), 101–108.

Benkhelifa, M., Hamidi, S., & Bensalem, H. (2023). Évaluation des performances zootechniques dans les exploitations avicoles algériennes : progrès et défis. *Journal Algérien d'Agriculture et d'Élevage*, 15(1), 34-42.

Benmesbah, M., Tazerart, N., & Larbi, K. (2021). Caractérisation de *Staphylococcus* spp. dans les élevages de volailles en Algérie. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 172(6), 389–396.

Benrabia, I., Hamdi, T. M., Shehata, A. A., Neubauer, H., & Wareth, G. (2020). *Methicillin-*

Bireche N., Bachikh R. (2021). *Suivi de diagnostic anatomopathologique chez la volaille : Cas d'un cabinet vétérinaire* (Mémoire de Master). Université Saad Dahlab Blida 1, Institut des Sciences Vétérinaires.

- Boukhari, M., Benmansour, H., & Bouchentouf, S. (2021). Épidémiologie de la salmonellose aviaire en Algérie : Analyse des foyers et caractérisation des sérotypes. *Journal Algérien de Médecine Vétérinaire*, 45(2), 123–130.
- Boukhatem, M. N., Ababsa, A., Benameur, Q., Bensalem, A., & Merad, Z. (2018). An investigation on the predominant diseases, its diagnosis, and commonly used drugs in the poultry farms in the North-Eastern regions of Algeria. *Veterinary World*, 11(7), 986–989.
- Boukhelifa, H. (2017). Évolution de l'aviculture en Algérie et structuration de la production (1969–1989).
- Boumezrage, A., Belabbes, H., & Ghoulane, F. (2015). Antibiotic resistance of poultry-origin enterobacteria in Algeria. *African Journal of Clinical and Experimental Microbiology*, 16(1), 35–42.
- Bounar-Kechih, S., & Taha, M. H. (2019). Staphylococcus aureus résistant à la méthicilline (SARM) chez les animaux de basse-cour : *portage et sensibilité aux autres familles d'antibiotiques* [Thèse de Doctorat, École Nationale Supérieure Vétérinaire, Alger]. ENSV.
- Bouzagh, H., Laraba, A., & Ould El Hadj, K. (2008). Sensibilité de souches de *Salmonella* aux antibiotiques. *Revue Africaine de Santé et de Productions Animales*, 6(1), 23–28.
- Bouzagh, H., Ould El Hadj, K., & Abdelkader, M. (2016). Profil de résistance des staphylocoques isolés en aviculture. *African Journal of Veterinary Medicine*, 10(2), 123–130.
- Bouzouba, B. (2004). Les principales maladies infectieuses des volailles au Maroc. *Revue Scientifique et Technique de l'OIE*, 23(3), 947–965.
- Brugère-Picoux J., Vaillancourt J.-P., Shivaprasad H.L., Venne D., Bouzouaia M. (2015). *Manuel de pathologie aviaire* (Nouvelle éd.). Paris : Association française pour l'avancement de la science (AFAS), France & Québec, chapitre 42, p. 287–291.
- Butcher, G. D., & Miles, R. D. (2018). *Avian necropsy techniques (VM81/VM009)*. Gainesville: University of Florida IFAS Extension.
- Campbell, P. W. Blood agar in identification of *Staphylococcus*: hemolysis patterns and purity testing. *Journal of Clinical Microbiology*. 1962;25(1):12–19.

Cardoso, L., Silva, B. M., & Santos, R. M. (2021). Isolation and antibiotic resistance of *Escherichia coli* and *Salmonella* spp. from poultry in Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology*, 52(1), 337–346.

Carrique-Mas, JJ. & Davies, RH. (2008). Sampling and bacteriological detection of *Salmonella* in poultry and poultry premises: a review. *Rev Sci Tech*. 27(3):665-77. doi: 10.20506/rst.27.3.1829. PMID: 19284036.

Christensen, W.B. (1946). Urea decomposition as a differentiating technique in the classification of the colon-bacillus group. *Journal of Bacteriology*, 52(5), 461–466.

Collin J.-P. (2014). *Élevage de poules pondeuses élevées en plein air, Label Rouge* [Photographie]. Nature Animale.

Cowan, S. T., & Steel, K. J. (2003). *Manual for the Identification of Medical Bacteria*. Cambridge University Press.

EFSA. (2023). The European Union summary report on antimicrobial resistance in zoonotic and indicator bacteria. *European Food Safety Authority Journal*, 21(1), e07059.

El Moudjahid. Viandes rouge et blanche : un besoin d'importation estimé à près de 890 000 tonnes. Publié le 21 octobre 2023. Consulté le 4 juin 2025.

El Watan. L'APOCE lance une enquête sur la consommation des viandes blanches : les lacunes de la filière avicole mises en avant. Publié le 7 août 2023. Consulté le 4 juin 2025. Agridees. Consommation de viande de volaille : la crête au sommet. Publié en 2024. Consulté le 4 juin 2025.

El-Gohary, F. A., Abdelaziz, A. M., & Ibrahim, R. A. (2022). Characterization and antibiotic resistance profile of avian pathogenic *Escherichia coli* in Egypt. *Journal of Infection in Developing Countries*, 16(6), 942–950.

FAO et OMS. (2002). Évaluations des risques de la *salmonelle* dans les œufs et les poulets de chair. (Série d'évaluations des risques microbiologiques, n° 2).

FAO. Autres volailles [en ligne]. (page consultée le 01/05/2025). <https://www.fao.org/poultry-production-products/production/poultry-species/other-species/fr>.

- FAO. Espèces de volailles [en ligne]. (page consultée le 01/05/2025). <https://www.fao.org/poultry-production-products/production/poultry-species/fr>.
- FAO. Poules [en ligne]. (page consultée le 01/05/2025). <https://www.fao.org/poultry-production-products/production/poultry-species/chicken/fr>.
- Ferrah A. (2004). Les filières avicoles en Algérie – Bulletin d’information. OFAAL, p. 30.
- GIE Élevage Midi-Pyrénées. (2012). *Salmonelles en élevage de volailles – Fiches techniques*. GDS de l’Orne. https://www.gds61.fr/wp-content/uploads/2020/04/fiches_salmonelles_GIE2012-1.pdf.
- Glisson JR, Hofacre CL, Christensen JP. Focal bacterial infections. In: Saif YM, editor. *Diseases of Poultry*. 12th ed. Wiley-Blackwell; 2008. p. 739-758.
- Golebiewski, M., Nowaczek, A., & Slizewska, K. (2020). Resistance of *Salmonella* spp. isolated in Poland. *Polish Journal of Veterinary Sciences*, 23(2), 345–352.
- Gordon J., McLeod, J. W. (1928). Practical application of the direct oxidase reaction in bacteriology. *Journal of Pathology and Bacteriology*, 31, 185–190.
- Gouvernement du Québec. (2024). *Salmonellose chez les animaux* [en ligne]. (page consultée le 09/05/2025).
- Gram, H. C. J. (1884) Über die isolirte Färbung der Schizomyceten in Schnitt- und Trockenpräparaten. *Fortschritte der Medizin*, 2(6), 185–189.
- Guérin J.-L., Ballov D., Facon C., Villate D. (Éd.). (s.d.). Autopsie des oiseaux. In : *Maladies des volailles*. Paris : Éditions France Agricole, p. 97–108.
- Guérin J.-L., Dufour B. (2011). *Maladies des volailles* 2. 3e édition. Paris : France Agricole.
- Hammoudi A. (2018). *Étude de la colibacillose aviaire : épidémiologie, antibiorésistance et caractérisation des gènes de virulence par méthode PCR* [en ligne]. <https://theses.univ-oran1.dz/document/TH2950.pdf>.

Hossain, M. M., Saha, A. K., & Islam, M. J. (2021). Resistance to enrofloxacin in poultry-associated *Salmonella* in Bangladesh. *Journal of Advanced Veterinary and Animal Research*, 8(1), 23–29.

In: *Manual of Clinical Microbiology*, 8th Edition.

Institut Pasteur. (2024). Rapport annuel de surveillance des résistances bactériennes en santé animale. *Institut Pasteur d'Algérie*.

International Organization for Standardization. ISO 6579:2002 – *Microbiology of food and animal feeding stuff – Horizontal method for detection of Salmonella spp.* Genève: ISO; 2002.

ISO 6888-1:2021. Microbiology of the food chain — Horizontal method for the enumeration of coagulase-positive staphylococci (*Staphylococcus aureus* and other species) — Part 1: Technique using Baird-Parker agar medium.

ITAVI-Institut Technique de l'Aviculture, des Productions de Viande et d'œufs. (2021). Évaluation des performances des poules reproductrices chair dans un centre d'élevage industriel en Algérie.

ITAVI-Institut Technique de l'Aviculture, des Productions de Viande et d'œufs. (2022). Efficacité alimentaire des poules pondeuses dans un élevage industriel de production des œufs de consommation en Algérie.

Jalili, M., Moradi, S., & Azimi, T. (2021). Prevalence and antimicrobial resistance of *Escherichia coli* from broiler farms in Iran. *Iranian Journal of Microbiology*, 13(2), 137–145.

Janin, P., Buisnière, D., Cinguabre, P., Montagnon, P., & Labruyère, H. (1970). Development of API (Analytical Profile Index) system for identification of Gram-negative bacilli. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 20(3), 250–260.

Kaci A., Cheriet F. (2013). Analyse de la compétitivité de la filière de viande de volaille en Algérie : tentatives d'explication d'une déstructuration chronique. *New Medit : Journal of Economics, Agriculture and Environment*, 12, p. 11–21.

Kaci, A. (2015). La filière avicole algérienne à l'ère de la libéralisation économique. *Cahiers Agricultures*, 24(3), 151–160.

- Kaci, A., & Boukella, M. (2007). La filière avicole en Algérie : structures, compétitivité, perspectives. *Cahiers du CREAD*, (81–82), 129–153.
- Kadariya, J., Smith, T. C. & Thapaliya, D. (2014). *Staphylococcus aureus* and staphylococcal food-borne disease: an ongoing challenge in public health. *BioMed Research International*, 2014
- Karimi, A., Sharifi, H., & Hosseini, H. (2019). Resistance to fluoroquinolones in *Salmonella* isolated from poultry in Iran. *Iranian Journal of Veterinary Science and Technology*, 11(2), 123–130.
- Kaya, H., Yildirim, M., & Ozcan, M. (2019). Phenicol resistance in poultry-origin isolates in Turkey. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*, 43(1), 15–21.
- Kechih, A. (2019). Étude de la résistance aux antibiotiques de *Staphylococcus aureus* aviaire. *Revue Vétérinaire de l'Est Algérien*, 8(3), 77–83.
- Kechir, N. (2022). Étude bactériologique de *Salmonella* dans les élevages avicoles du centre algérien. *Revue Algérienne des Sciences Agronomiques*, 14(2), 205–212
- Khalef, S. (2017). Étude de la résistance antimicrobienne des *Salmonella* isolées de volailles en Algérie. *Revue Médicale Vétérinaire*, 168(12), 298–304.
- Khan, M. S., Rehman, T., Sajid, M. S., Abbas, R. Z., & Iqbal, Z. (2018). Frequency of colibacillosis in broilers in Pakistan. *Journal of Animal and Plant Sciences*, 28(3), 704–710.
- Kluytmans J.A.J.W. (2010). Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in food products: cause for concern or case for complacency?. *Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 16, p. 11–15.
- Koneman, E. W., Allen, S. D., Janda, W. M., Schreckenberger, P. C., & Winn, W. C. (2006). *Diagnostic microbiology* (6th ed.). Lippincott Williams & Wilkins.
- Kovacs N. (1928). Eine vereinfachte Methode zum Nachweis der Indolbildung durch Bakterien. *Zeitschrift für Immunitätsforschung und Experimentelle Therapie*, 55, 311–315.
- L'Expression*. (2024). La filière avicole aux normes.

- Lezzar N. (2018). *Manuel d'autopsie et de pathologie aviaires. Polycopié pédagogique : Médecine vétérinaire*. Université des Frères Mentouri Constantine 1, Institut des Sciences Vétérinaires, Département de Médecine et de Chirurgie.
- Lounis, M., & Lograda, T. (2020). Prévalence des staphylocoques dans les élevages avicoles algériens. *Revue Algérienne de Microbiologie*, 15(1), 88–94.
- MacFaddin, J. F. (2000). *Biochemical Tests for Identification of Medical Bacteria* (3rd ed.). Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, p. 355–370.
- MADR (2021). Rapport annuel sur la production avicole en Algérie – année 2020. Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural, Alger, 42 p.
- Martínez, J., Alonso, M., & Ortega, C. (2020). Resistance patterns of avian *E. coli* strains in Spain. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 18(4), e0506.
- Mebkhout S. (2019). *Isolement et caractérisation des souches de Staphylococcus aureus isolées à partir de carcasses de volaille*. École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger.
- Melusha. (2020). *Jeunes dindons à la ferme, élevage de dindons* [Photographie]. Depositphotos.
- Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural. (2011). *Statistiques agricoles-Séries A et B*. Alger, Algérie.
- Mohamed, M. E., Ahmed, A. M., & El-Sayed, H. (2020). Trimethoprim resistance in *Salmonella* from broilers in Egypt. *Journal of Veterinary Medical Research*, 27(3), 199–206.
- Nadeau E., Dozois C.M. (2011). *Escherichia coli from animal reservoirs as a potential source of human extraintestinal pathogenic E. coli* [en ligne]. (page consultée le 01/05/2025).
- Office International des Epizooties (OIE). (2012). Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals, *Section 2.1.3: Sampling protocols for Salmonella and E. coli in poultry*. Paris: OIE.
- OFIVAL. (2011). *Le marché des produits carnés et avicoles : Note d'analyse*.
- Olawale, O., Abdu, P. A., & Kazeem, H. M. (2020). Isolation and antibiogram of *Salmonella* spp. from commercial poultry farms in Nigeria. *African Journal of Microbiology Research*, 14(12), 507–515.

Organisation mondiale de la santé animale. (2024). Chapitre 6.6 - Prévention, détection et contrôle de *Salmonella* chez les volailles. In : *Code sanitaire pour les animaux terrestres*. WOAHA.

Organisation Mondiale de la Santé. (2011). Plan stratégique mondial pour contenir la résistance aux antimicrobiens.

Organisation Mondiale de la Santé. (2023). Surveillance mondiale de la résistance aux antimicrobiens.

Oubouyahia, L., & Nassik, S. (2021). Colibacillose aviaire au Maroc : Infection redoutable à double impact. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 9(3).

Oxoid Manual ; ISO 6888-1:2021. Microbiology of food and animal feeding stuffs – Horizontal method for the enumeration of coagulase-positive staphylococci.

Pierré E. (2013). *Plan d'action Salmonelles : lutte contre les salmonelles zoonotiques chez les volailles*.

Prevalence and Antimicrobial Resistance. *Veterinary Sciences*, 7 (2), 54.

Quinn, P. J., Carter, M. E., Markey, B. & Carter, G. R. (2002). *Veterinary Microbiology and Microbial Disease*.

Quinn, P. J., Carter, M. E., Markey, B., & Carter, G. R. (2002). *Veterinary Microbiology and Microbial Disease*. Wiley-Blackwell.

Quinn, P. J., Markey, B. K., Carter, M. E., Donnelly W. J. C., & Leonard, F. C. (2002). *Veterinary Microbiology and Microbial Disease*. Wiley-Blackwell.

Quinn, P. J., Markey, B. K., Carter, M. E., Donnelly, W. J. C., & Leonard, F. C. (2011). *Veterinary Microbiology and Microbial Disease* (2nd ed.). Wiley-Blackwell.

Radio Algérie. (2024). Mostaganem : production de viande blanche en hausse de 14 %.

Rahman, M. A., Alam, M. M., & Islam, K. (2020). Detection of multidrug-resistant *E. coli* from poultry. *Bangladesh Journal of Veterinary Medicine*, 18(2), 87–92.

Rahman, M. A., Parvez, M. A., & Kabir, M. H. (2021). Pathological and bacteriological investigation of colibacillosis in poultry in Bangladesh. *Veterinary World*, 14(5), 1330–1336.

- Rahmatallah, H., Hassan, A., & Ahmed, M. (2016). Resistance of *E. coli* isolates from poultry to commonly used antibiotics. *Sudan Journal of Veterinary Research*, 31, 30–36.
- Ramdani, M., et Saim, M. (2015). Étude épidémiologique des maladies infectieuses bactériennes rencontrées dans les élevages avicoles dans l'est d'Algérie. *Revue de Microbiologie Industrielle Sanitaire et Environnementale*, 9(1), 50-59.
- Rechidi-Sidhoum N., Brugère-Picoux J. (1992). *Manuel de pathologie aviaire*. Paris : Éditions Tec & Doc, Lavoisier.
- République Algérienne Démocratique et Populaire. (2007). *Décret exécutif n° 07-144 du 19 mai 2007 fixant la nomenclature des installations classées pour la protection de l'environnement*. *Journal Officiel de la République Algérienne*, n° 33.
- Resistant Staphylococcus aureus (MRSA) in Poultry Species in Algeria: Long-Term Study on*
- Roland, J., & Bourbon, M. (1949). Adaptation of semisolid media with mannitol for differentiation of Enterobacteriaceae. *Annales de l'Institut Pasteur*, 77, 123–130.
- Santos, J. M., Costa, R. A., & Pinto, M. L. (2020). Colistin resistance among poultry isolates in Canada. *Canadian Journal of Microbiology*, 66(4), 239–245.
- Schippers France. (2025). *5 étapes pour prévenir la salmonellose chez les volailles* [en ligne]. (page consultée le 09/05/2025).
- Sharma, A., Katoch, R., & Singh, A. (2019). Ascitic syndrome in broilers: pathology and microbiological investigations. *Indian Journal of Animal Research*, 53(6), 745–750.
- Shivaprasad H.L. (2016). *Manuel de pathologie aviaire*. Paris : Éditions Tec & Doc, Lavoisier.
- Simmons, J. S. (1926). An improved media for the differentiation of the coli-aerogenes group of bacteria. *Journal of Infectious Diseases*, 32(3), 209–214.
- Singh, S., Rajkhowa, T. K., & Mandal, R. (2020). Characterization of antibiotic resistance in avian *Salmonella*. *Indian Journal of Poultry Science*, 55(1), 40–45.
- Smaoui, H., Bouchami, O., & Ben Said, L. (2019). Isolement de staphylocoques à coagulase négative dans les produits avicoles tunisiens. *Tunisian Journal of Microbiology*, 5(2), 110–118.

- Steel, K. J. (1961). The oxidase reaction as a taxonomic tool. *Journal of General Microbiology*, 25, 297–306.
- Stordeur P., Mainil J. (2002). La colibacillose aviaire. *Annales de Médecine Vétérinaire*, 146, p. 11-18.
- Sulkin, S. E., Willett, L. H. (1940). Triple-sugar ferrous sulfate medium for enteric bacilli. *Journal of Bacteriology*, 39, 105–110.
- Tadesse, D. A., Zhao, S., & Tong, E. (2017). Antimicrobial resistance in *Salmonella* from food animals in the USA. *Microbial Drug Resistance*, 23(4), 537–545.
- Tang Y, Larsen, J, Kjeldgaard, J, Andersen, PS, Skov, R., Ingmer, H. (2017). Methicillin-resistant and -susceptible *Staphylococcus aureus* from retail meat in Denmark. *Int J Food Microbiol*. 2017 May 16;249:72-76. doi: 10.1016/j.jifoodmicro.2017.03.001..
- Thermo Fisher Scientific. (2008). *TSI Aga-Instruction for Use (IFU64850)*. Incubation : 33–37 °C, 18–24 h.
- Tille, P. M. (2017). Bailey & Scott's Diagnostic Microbiology (14th ed.). *Elsevier Health Sciences*.
- Tittsler, R. P., & Sandholzer, L. A. (1936). The use of semi-solid agar deeps to determine bacterial motility. *Journal of Bacteriology*, 31(4), 575–580.
- TSA-Tout Sur l'Algérie*. (2023, novembre 14). Algérie : deux mesures clés pour booster la production de poulets. Tout Sur l'Algérie.
- Usman M., Rasool M.H., Khurshid M., Aslam B., Baloch Z. (2023). Co-occurrence of mcr-1 and carbapenem resistance in avian pathogenic *E. coli* serogroup O78 ST95 from colibacillosis-infected broiler chickens. *Antibiotics*, 12(5), 812. <https://doi.org/10.3390/antibiotics12050812>.
- Vassiliadis P, Trichopoulos D, Kalandidi A, Xirouchaki E. Isolation of *Salmonella* from sewage with a modified Rappaport medium. *Annales de l'Institut Pasteur (Paris)*. 1976; 127B(1):195–200. Chapman GH. The significance of sodium chloride in studies of *Staphylococci*. *Journal of Bacteriology*. 1945, 0(2):201–3.

Villat (2001). *Maladies des volailles*. 2e édition. Paris : France Agricole. p. 174-192, 399.

Volaille-info. *Les différents types d'élevages avicoles* [en ligne]. (page consultée le 01/05/2025).
<https://volaille-info.fr/2022/09/20/les-differents-types-delevages-avicoles/>.

Zerouali, K., Saile, R., & Aouad, D. (2021). Résistance à la colistine chez les entérobactéries aviaires au Maroc. *Revue Marocaine de Biologie*, 19(1), 71–78.

Annexes

Annexe (1)**Tableau A.1.1** : Composition des milieux de culture (Annexe 1).

Milieux de culture	Composition (g/l)	pH
Gélose XLD (Xylose Lysine Désoxycholate)	Extrait autolytique de levure : 3 L-Lysine : 5 Lactose : 7,5 Saccharose : 7,5 Xylose : 3,5 Désoxycholate de sodium : 2,5 Chlorure de sodium : 5 Thiosulfate de sodium : 6,8 Citrate ferrique ammoniacal : 0,8 Rouge de phénol : 10,08 Agar agar bactériologique : 13,5	pH : 7,4 ± 0,2
Gélose Hektöen	Peptone : 12 Extrait de levure : 3 Sels biliaires N° 3 : 9 Lactose : 12 Saccharose : 12 Salicine : 2 Chlorure de sodium : 5 Thiosulfate de sodium : 5 Citrate ferrique ammoniacal : 1,5 Bleu de bromothymol : 0,065 Fuchsine acide : 0,10 Agar : 14	pH : 7,5 ± 0,2
Gélose Chapman	Peptone : 10 Extrait de bœuf : 1 Chlorure de sodium : 75 Mannitol : 10 Rouge de phénol : 0,025 Agar : 15 Eau distillée : 1	pH : 7,4 ± 0,2

Tableau A.1.1 : Composition des milieux de culture (suite).

Milieux de culture	Composition (g/l)	pH
Gélose Muller-Hinton	Peptone : 17,5 Extrait de viande : 2 Amidon : 1,5 Agar : 17 Eau distillée : 1	pH : $7,4 \pm 0,2$
Gélose Drigalski	Tryptone : 15 Extrait de viande : 3 Extrait autolytique de levure : 3 Désoxycholate de sodium : 1 Thiosulfate de sodium : 1 Lactose : 15 Bleu de bromothymol : 0,080 Cristal violet : 0,005 Agar agar bactériologique : 11	pH : $7,4 \pm 0,2$
Gélose Salmonella-Shigella	Protéose peptone : 5 Extrait de viande de bœuf : 5 Lactose : 10 Sels biliaires N° 3 : 8,5 Citrate de sodium : 8,5 Citrate ferrique ammoniacal : 1 Thiosulfate de sodium : 8,5 Rouge neutre : 0,025mg Vert brillant : 0,00033 Agar: 13,5	pH : $6,9 \pm 0,2$.

Tableau A.1.1 : Composition des milieux de culture (suite).

Milieux de culture	Composition (g/l)	pH
Gélose MacConkey	Peptone pancréatique de gélatine : 17 Lactose : 10 Chlorure de sodium : 5 Peptone pancréatique de caséine : 1,5 Peptone peptique de viande : 1,5 Sels biliaires : 1,5 Rouge neutre : 0,03 violet de gentiane : 0,001 Agar : 13,5	pH : 7,1 ± 0,2
Gélose au sang	Mélange spécial de peptones : 23 Amidon : 1 Chlorure de sodium : 5 Agar : 10 Sang : 50 mL.	pH : 7,3
Gélose TSI	Extrait de viande : 3 Peptone : 20 Extrait de levure : 3 Chlorure de sodium : 5 Lactose et Sucrose : 10 Glucose : 1 Sodium thiosulfate : 0.3 Fer ammonium citrate : 0.3 Rouge de phénol : 0.024 Agar : 13	pH : 7.4 ± 0.2
Gélose Citrate de Simmons	Sulfate de Magnésium : 0,2 Phosphate mono ammoniacal : 1 Phosphate dipotassique : 1 Citrate de sodium : 2 NaCl : 5 Bleu de bromothymol : 80mg/l Agar : 12	pH : 6,8

Tableau A.1.1 : Composition des milieux de culture (suite).

Milieux de culture	Composition (g/l)	pH
Bouillon Urée-indole	L- Tryptophane : 3 KH ₂ PO : 1 K ₂ HPO : 1 Chlorure de sodium : 5 Urée : 5 Alcool à 95° : 10ml Rouge de phénol : 0.025mg	pH : 6,8 ± 0,2
Bouillon de Rappaport-Vassiliadis (RV)	Eau distillée ou déminéralisée : 1 Tryptone : 4,54 Chlorure de magnésium anhydre : 13,4 Chlorure de sodium : 7,2 Phosphate monopotassique : 1,45 Oxalate de vert de malachite : 0,036	pH : 5,2 ± 0,2

Tableau A.1.2 : Différents types de volailles (Annexe 1).

Type volaille	Poule de chair	Poulette pondeuse	Poule future pondeuse	Reproduction chair	Poussin	Dinde
N°	15	4	3	7	6	2

Annexe (2)

Tableau A.2.1 : Concentration, diamètres critiques et règles de lecture interprétative en médecine vétérinaire pour Enterobacteriaceae (Annexe 2).

Antibiotique	Charge de disque	Concentration critique (ml/l)		Diamètre critique (mm)		Remarque
		S	R	S	R	
Amoxiciline	25µg	≤4	>16	≥21	<14	
Amoxiciline /ac.clavulanique	20/10	≤4/2	>16/8	≥21	<14	
Céfalexine	30µg	≤8	>32	≥18	<12	Si céfalexine < 12 mm : recherche de bêta-lactamase à spectre étendu (BLSE) et d'hyperproduction de céphalosporinase. BLSE : Amoxicilline-R, Amox+clav.-S-I-R, Céfalexine- R, Céfoxitine-S, Ceftiofur-(S)-I-R, Cefquinome-(S)-I-R Observation d'une synergie en «bouchon de champagne» entre le disque d'amoxicilline + ac. clavulanique et le disque de ceftiofur ou d'une autre C3G/C4G. Hyperproduction de céphalosporinase : Amoxicilline-R, Amox+clav.-R, Céfalexine-R, Céfoxitine-R, Ceftiofur-I-R, Cefquinome-S-I Pas de synergie en «bouchon de champagne». Cf. règles (1), (2) et (3)
Ceftiofur	30µg	≤2	>4	≥21	<18	
Céfovixine	30µg	≤2	>4	≥21	<18	
Céfopérazone	30µg	≤4	>32	≥21	<14	En cas de résultat I, un traitement par la céfopérazone reste possible avec une spécialité à usage local
Cefquinome	30µg	≤2	>4	≥22	<19	Voir ci-dessus (remarques ceftiofur) pour les caractéristiques des BLSE et des céphalosporinases haut niveau
Céfoxitine	30µg	≤8	>32	≥22	<15	Cette molécule n'est pas disponible en médecine vétérinaire et n'est donc pas concernée par la règle (1). Son utilisation dans les antibiogrammes permet d'affiner la détection des souches possédant une BLSE ou une céphalosporinase de haut niveau.
Gentamicine	15µg	≤2	>4	≥18	<16	
Kanamycine	30UI	≤8	>16	≥17	<15	
Néomycine	30UI	≤8	>16	≥17	<15	

- (1) En cas de mise en évidence d'une BLSE, la souche doit être considérée comme résistante à toutes les bêta-lactamines disponibles en médecine vétérinaire, à l'exception de l'association amoxicilline acide clavulanique. Pour cet antibiotique, le résultat brut (S, I ou R) n'est pas soumis à cette règle d'interprétation. Néanmoins, l'efficacité in vivo de l'amoxicilline-acide clavulanique sur une souche possédant une BLSE n'est pas documentée en médecine vétérinaire. (2) En cas de mise en évidence d'une céphalosporinase haut-niveau, la souche doit être considérée comme résistante à toutes les bêta-lactamines disponibles en médecine vétérinaire. (3) Si les souches productrices de BLSE ont aussi d'autres mécanismes de résistance.

Tableau A.2.1 : Concentration, diamètres critiques et règles de lecture interprétative en médecine vétérinaire pour Enterobacteriaceae (suite).

Antibiotique	Charge de disque	Concentration critique (ml/l)		Diamètre critique (mm)		Remarque
		S	R	S	R	
Streptomycine	10µg	≤8	>16	≥15	<13	
Apramycine	15 µg	≤16	>16	≥15	<12	
Acide nalidixique	30µg	≤8	>16	≥20	<15	L'acide nalidixique est le meilleur marqueur des premiers niveaux de résistance aux quinolones. Cet antibiotique ne doit pas être rendu pour les animaux de production, mais peut être utilisé sur l'antibiogramme. Dans ce cas, le résultat de l'acide nalidixique peut être extrapolé à l'acide oxolinique et à la fluméquine. Par contre, l'acide nalidixique peut être rendu pour les carnivores.
	10	≤2	>4	≥20	<17	Interprétation valable pour la fluméquine
Fluméquine	30µg	≤4	>8	≥25	<21	Interprétation valable pour l'acide oxolinique
Enrofloxacin	5µg	≤0,5	>2	≥22	<17	La résistance aux fluoroquinolones est croisée entre les différentes molécules mais son niveau d'expression peut varier pour chaque molécule. Le dépistage des entérobactéries de sensibilité diminuée aux fluoroquinolones est réalisé par la mesure de la sensibilité à l'acide nalidixique, à l'acide oxolinique ou à la fluméquine. Si le diamètre autour du disque d'acide nalidixique (30 µg) est inférieur à 15 mm ou si la CMI est supérieure à 16 mg/L, il existe un risque élevé de sélection in vivo de mutants résistants aux fluoroquinolones.
Marbofloxacin	5µg	≤1	>2	≥18	<15	
Danofloxacin	5µg	-	-	≥22	<18	
Difloxacin	10µg	-	-	≥26	<20	
Pradofloxacin	5µg	-	-	≥24	<20	
Chloramphénicol	30 µg	≤8	>16	≥22	<19	Interdit chez les animaux producteurs de denrée alimentaire.
Tétracycline	30UI	≤4	>8	≥19	<17	Valable pour oxytétracycline et chlortétracycline.
Doxycycline	30 UI	≤4	>8	≥19	<17	
Colistine	50 µg	≤2	>2	≥18	<15	Pour un diamètre situé entre 15 et 18 mm, la mesure de la CMI est requise
Sulfamides	200 µg	≤64	>256	≥17	<12	Interprétation valable pour les souches d'origine urinaire
Triméthoprim	5 µg	≤4	>8	≥16	<12	Interprétation valable pour les souches d'origine urinaire.
Triméthoprim/Sulfaméthoxazole	1,25/23,7 5µg	≤2/38	>8/152	≥16	<10	Interprétation valable pour les autres associations triméthoprim-sulfamide

Tableau A.2.2 : Concentration, diamètres critiques et règles de lecture interprétative en médecine vétérinaire pour *Staphylococcus sp.*

Antibiotique	Charge du disque	Diamètre critique (ml/l)		Diamètres critiques (mm)		Remarque
		S	R	S	R	
Pénicilline G	6 µg (10 UI)	≤ 0,25	> 0,25	≥ 29	< 29	Interprétation valable pour la pénicilline G et la phén oxyméthyl-pénicilline. Les souches productrices de pénicillinase sont résistantes à la pénicilline G (diamètre < 29 mm ; CMI > 0,25 mg/l) et autres pénicillines hydrolysables (amino-, carboxy- et uréidopénicillines). Seule la pénicilline G doit être testée. Lorsque le diamètre est ≥ 29, l'absence de production de pénicillinase peut être vérifiée par une technique chromogénique.
Céfoxitine	30 µg			≥ 27	< 25	La résistance des staphylocoques aux isoxazolyl-pénicillines (oxacilline, cloxacilline) est recherchée à l'aide d'un disque de céfoxitine (30 µg) dans les conditions standard de l'antibiogramme. Il ne doit pas être tenu compte d'une éventuelle zone fantôme pour la lecture des diamètres de zones d'inhibition vis-à-vis de la céfoxitine. Les souches présentant un diamètre ≥ 27 sont sensibles aux isoxazolyl-pénicillines. Les souches présentant un diamètre < 25 sont résistantes aux isoxazolyl-pénicillines. Pour les souches présentant un diamètre compris entre ces bornes, l'expression d'une PLP2a après induction par une bêta-lactamine ou la présence d'un gène <i>mecA</i> doit être recherchée par une technique appropriée. Des souches de <i>S. saprophyticus</i> et <i>S. lugdunensis</i> présentent des valeurs inférieures à la borne basse pour les diamètres de la céfoxitine. Le gène <i>mecA</i> ou la PLP2a sont à rechercher pour ces souches. En cas de négativité, elles sont considérées comme sensibles aux isoxazolyl-pénicillines. Les souches de staphylocoques résistantes à la céfoxitine ou possédant le gène <i>mecA</i> ou exprimant la PLP2a après induction par une bêta-lactamine doivent être interprétées résistantes à toutes les bêta-

Tableau A.2.2 : Concentration, diamètres critiques et règles de lecture interprétative en médecine vétérinaire pour *Staphylococcus sp.* (suite).






















Antibiotique	Charge du disque	Concentrations critiques (mg/L)		Diamètres critiques (mm)		Remarques
		S	R	S	R	
Oxacilline	5 µg	≤ 2	> 2	≥ 20	< 20	Pour <i>S. aureus</i> .
		≤ 0,25	> 2	≥ 20	< 20	L'oxacilline (milieu hypersalé ou à 30°C) est un bon marqueur de résistance à méticilline pour les staphylocoques à coagulase négative et les <i>Staphylococcus pseudintermedius</i> . La détection de la résistance à l'oxacilline (indiquant la résistance à toutes les bêtalactamines) peut être réalisée à l'aide d'autres molécules (voir les recommandations du CA-SFM pour la médecine humaine).
Gentamicine	15 µg (10 UI)	≤ 1	> 1	≥ 20	< 20	Les souches résistantes à la gentamicine sont résistantes à l'ensemble des aminoglycosides (sauf streptomycine).
Kanamycine	30 UI	≤ 8	> 16	≥ 17	< 15	
Néomycine	30 UI	≤ 8	> 16	≥ 17	< 15	
Streptomycine	10 UI	≤ 8	> 16	≥ 15	< 13	
Chloramphénicol	30 µg	≤ 8	> 16	≥ 22	< 19	Interdit chez les animaux producteurs de denrée alimentaire.
Tétracycline	30 UI	≤ 4	> 8	≥ 19	< 17	Valable pour oxytétracycline, chlortétracycline et doxycycline.

Tableau A.2.2 : Concentration, diamètres critiques et règles de lecture interprétative en médecine vétérinaire pour *Staphylococcus sp.* (suite).

Antibiotique	Charge du disque	Concentrations critiques (mg/L)		Diamètres critiques (mm)		Remarques
		S	R	S	R	
Erythromycine	15 UI	≤ 1	> 4	≥ 22	< 17	
Spiramycine	100 µg	≤ 4	> 4	≥ 20	< 20	
Tylosine	30 µg	-	-	≥ 18	< 14	
Lincomycine	15 µg	≤ 2	> 8	≥ 21	< 17	Devant une souche résistante à l'érythromycine et sensible à la lincomycine, rechercher le caractère inductible de cette résistance (antagonisme érythromycine-lincomycine). En l'absence d'induction, répondre sensible à la lincomycine. En présence d'induction, répondre intermédiaire à la lincomycine, ainsi qu'à la spiramycine et à la tylosine si leur diamètre de zone d'inhibition indique une sensibilité.
Enrofloxacin	5 µg	≤ 0,5	> 2	≥ 22	< 17	Interprétation croisée entre fluoroquinolones si les deux molécules sont testées. En cas de divergences dans les résultats (R ou I, R ou S), toujours considérer le résultat R.
Marbofloxacin	5 µg	≤ 1	> 2	≥ 18	< 13	
Pradofloxacin	5 µg	-	-	≥ 24	< 20	
Sulfamides	200 µg	≤ 64	> 256	≥ 17	< 12	
Triméthoprim	5 µg	≤ 4	> 8	≥ 16	< 12	
Triméthoprim/Sulfaméthoxazole	1,25 /23,75 µg	≤ 2 /38	> 8 /152	≥ 16	< 10	Interprétation valable pour les autres associations triméthoprim-sulfamide.

Annexe (3)

Tableau A.3.1 : Tableau de lecture de la galerie miniaturisée Api 20 E (Annexe 3).

Microtube	Substrat	Caractère recherché	Lecture directe ou indirecte (Test si nécessaire)	Résultat +	Résultat -
ONPG	Ortho-Nitro-Phényl-Galactoside	β -galactosidase	Lecture directe		
ADH LDC ODH	Arginine Lysine Ornithine	Arginine dihydrolase Lysine décarboxylase Ornithine décarboxylase	Lecture directe		
CIT	Citrate	Utilisation du citrate	Lecture directe		
H₂S	Thiosulfate de sodium	Production d'H ₂ S	Lecture directe		
URE	Urée	Uréase	Lecture directe		
TDA	Tryptophane	Tryptophane désaminase	Lecture indirecte Test : ajouter 1 goutte de Perchlorure de Fer		
IND	Tryptophane	Production d'indole	Lecture indirecte Test : ajouter 1 goutte de réactif de Kovacs		
VP	Pyruvate de sodium	Production d'acétoïne	Lecture indirecte (Attendre 10 minutes) Test : ajouter 1 goutte de KOH et d' α -naphthol		
GEL	Gélatine emprisonnant particules de charbon	des gélatiinase	Lecture directe		
GLU ARA à	Substrat carboné	Utilisation de substrat carboné	Lecture directe		
NO₂- / N₂	Nitrates (NO ₃)	Nitrate réductase	Lecture indirecte dans la cupule GLU Test : ajouter 1 goutte de réactif de Griess Ajouter de la poudre zinc en cas de résultat négatif		

Année universitaire : 2024-2025	Présenté par : DJIMLI Mouna ZAOUI Ikram
Approche nécropsique, isolement et identification des bactéries pathogènes aviaires : cas d'<i>Escherichia coli</i>, <i>Salmonella</i> et <i>Staphylococcus</i>	
Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master en Microbiologie Appliquée	
<p>RESUME</p> <p>L'élevage avicole en Algérie est confronté à plusieurs infections bactériennes majeures, notamment la colibacillose, la salmonellose et les staphylococcies. Ces pathologies entraînent d'importantes pertes économiques, dues à la mortalité, à la baisse des performances zootechniques et aux coûts vétérinaires. Un problème croissant dans ce contexte est l'émergence de la résistance aux antibiotiques, qui complique la prise en charge thérapeutique et la gestion sanitaire globale. Le présent travail a pour objectif d'acquérir des compétences pratiques en autopsie aviaire, depuis l'examen externe de l'animal jusqu'à l'analyse des organes internes, dans le but d'optimiser l'isolement et la caractérisation des bactéries pathogènes, ainsi que l'évaluation de leur profil de résistance aux antibiotiques. Au total, vingt autopsies ont été réalisées sur des sujets morts naturellement ou euthanasiés. Des prélèvements ont été effectués sur différents organes permettant l'isolement de 29 souches d'<i>Escherichia coli</i>, 9 souches de <i>Salmonella sp.</i> et 2 souches de <i>Staphylococcus sp.</i> Les résultats ont mis en évidence une multirésistance préoccupante. Les souches d'<i>E. coli</i> ont montré une résistance de 100 % à la pénicilline et à l'oxacilline, 96,15 % aux quinolones, 92,31 % aux cyclines, 88,46 % à l'amoxicilline et à l'ampicilline, et 76,92 % aux sulfamides. Les <i>Salmonella spp.</i> étaient totalement résistantes à la spiramycine et à la pénicilline, et partiellement résistantes à la péfloxacin (77,78 %) et aux lincosamides (55,56 %). Quant aux deux souches de <i>Staphylococcus</i>, elles ont présenté une résistance totale aux quinolones, aux cyclines et aux polymyxines. Ces résultats soulignent la nécessité urgente de renforcer les mesures de biosécurité dans les élevages, de rationaliser l'usage des antibiotiques, et de mettre en place un système de surveillance structuré de l'antibiorésistance, afin de préserver à la fois la santé animale et la santé publique. L'identification génomique des souches n'a pas pu être réalisée. Cette contrainte ouvre des perspectives de recherche pour mieux comprendre l'épidémiologie, la pathogénicité et le risque zoonotique des bactéries isolées.</p>	
Mots-clefs : Pathologies bactériennes aviaires, Antibiorésistance, Élevage aviaire à Constantine, <i>Escherichia coli</i> , <i>Staphylococcus</i> , <i>Salmonella spp.</i>	
Laboratoires de recherche : Laboratoire de Biologie Moléculaire et Cellulaire (U Constantine 1 Frères Mentouri).	
<p>Présidente du jury : Dr BENKAHOUL Malika (MCA- U Constantine 1 Frères Mentouri).</p> <p>Encadrante : Dr BOUBEKRI Karima (MCA- U Constantine 1 Frères Mentouri).</p> <p>Co-Encadrante : Dr BOUDJEDIR Hadia (Vétérinaire - Clinique Beghuiet, Constantine).</p> <p>Examinatrice : Dr ARABET Dallel (MCA – U Constantine 1 Frères Mentouri).</p>	